



BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA

Instituto de Ciencias

Centro de Agroecología

Maestría en Manejo Sostenible de Agroecosistemas

BIOCONTROL CON *Trichoderma* spp. Y BIOFUN-Buap PARA LA  
MARCHITEZ DEL CHILE EN LA PRODUCCIÓN DE PLÁNTULA  
COMERCIAL

TESIS

Que para obtener el grado de  
Maestra en Manejo Sostenible de Agroecosistemas

Presenta

BIÓL. LEYDI MIGUEL FERRER

Director de tesis

Dr. Omar Romero Arenas

Puebla, Pue.

Diciembre 2020



La presente tesis, titulada: “Biocontrol con *Trichoderma* spp., y Biofun-Buap contra la marchitez del chile en la producción de plántula comercial.”, realizada por la alumna Biól. Ferrer Leydi Miguel, bajo la dirección del Comité Tutorial indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS EN  
MANEJO SOSTENIBLE DE AGROECOSISTEMAS

COMITÉ TUTORAL:

DIRECTOR:

  
Dr. Omar Romero Arenas


ASESOR:

  
Dr. José Antonio Rivera Tapia


ASESOR:

Dr. Pr  ales

ASESOR EXTERNO:

  
Dra. Petra Andrade Hoyos

REVISOR EXTERNO:

  
Dra. Sylvia Patricia Fernández Pavía

Puebla, Pue., Diciembre de 2020.

Posgrado en Manejo Sostenible de Agroecosistemas  
Instituto de Ciencias (ICUAP)

Edificio VAL 1, Km 1.7 carretera a  
San Baltazar Tetela, C.P. 72960,  
San Pedro Zacachimalpa, Puebla  
01 (222) 229 55 00 Ext. 1302  
masagro@correo.buap.mx

## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo a mi madre, la persona que más confió en mí y que ha brindado apoyo incondicional en cada uno de los momentos difíciles de mi vida.

A mis hermanos, en especial a María Salomé y Angélica, las cuales han estado pendientes de mis fracasos y logros profesionales, animándome y apoyándome en todo momento.

Dedico este trabajo al público en general y a cada curioso y/o profesionalista que ame la ciencia y dedique parte de su vida a la investigación. A los campesinos y a las personas que trabajan cada día combatiendo obstáculos para llevar a nuestras mesas cada uno de los alimentos agrícolas.

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Consejo Nacional de Ciencias y Tecnología (CONACYT), por el apoyo económico brindado durante mi periodo de estudiante de maestría (2018-2020).

A la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla (BUAP) por abrirme las puertas para seguir preparándome y creciendo profesionalmente a través de la Maestría en Manejo Sostenible de Agroecosistemas (MASAGRO).

Igualmente se agradece, a la Vicerrectoría de Investigación y Estudios de Posgrado (VIEP-BUAP) por el apoyo otorgado para la conclusión de esta tesis dentro del programa IV. Investigación y Posgrado. Apoyar a los programas de posgrado para lograr su incorporación al Padrón Nacional de Calidad. Indicador establecido en el plan de Desarrollo Institucional 2017- 2021.

A mi Dios por abrirme puertas en este lugar, por darme sabiduría, paciencia y fortaleza cuando más la necesitaba.

A mi madre, por mostrarme su amor cada día al animarme en esta nueva etapa de mi vida. A mis hermanos, sobrinos y a mi primera familia por su infinito apoyo.

A los integrantes de mi comité tutorial, Dr. Omar Romero Arenas, Dra. Petra Andrade Hoyos, Dr. Primo Sánchez Morales, Dr. José Antonio Rivera Tapia, Dra. Sylvia Patricia Fernández Pavía por su apoyo, paciencia y tiempo dedicado en este proyecto.

Al Dr. Alfredo Reyes Tena por su enorme colaboración en este proyecto y a mi compañera M.C. Nidia Ruiz por su apoyo en este trabajo.

A mis compañeros de laboratorio, por su amabilidad, por regalarme momentos amenos y divertidos y sobre todo por su pasión en esta área de trabajo.

## CONTENIDO

DEDICATORIA.....	iii
AGRADECIMIENTOS.....	iv
CONTENIDO.....	v
CONTENIDO DE FIGURAS Y CUADROS .....	vii
RESUMEN .....	ix
ABSTRACT .....	x
1. INTRODUCCIÓN .....	1
2. ANTECEDENTES.....	4
2.1 <i>Capsicum annuum</i> L. ....	4
2.1.2 Origen y domesticación.....	6
2.1.3 Chiles cultivados en México y su distribución.....	6
2.2 Patógenos que afectan la raíz (hongos y oomicetes) .....	10
2.2.1 <i>Fusarium</i> sp.....	14
2.2.2 <i>Rhizoctonia</i> sp. ....	14
2.2.3 <i>Pythium</i> sp.....	15
2.2.4 <i>Phytophthora</i> sp. ....	16
2.3 <i>Trichoderma</i> sp.....	17
2.3.1 Mecanismos de acción de <i>Trichoderma</i> sp. ....	18
2.3.2 Biocontrol con <i>Trichoderma</i> sp.....	20
2.4 Uso de Bio-productos .....	20
3. OBJETIVOS.....	22
3.1 General.....	22
3.2 Específicos .....	22
4. HIPÓTESIS.....	23
5. MATERIALES Y MÉTODOS.....	24
5.1 Sitio de estudio.....	24
5.2 Muestreo .....	25
5.3 Obtención de cepas de <i>Trichoderma</i> spp.....	25
5.4 Obtención de cepas patógenas .....	26
5.5 Aislamiento a partir de raíz.....	26

5.6 Aislamiento de hongos asociados a la pudrición de raíz .....	27
5.7 Interacción de cultivos duales.....	27
5.8 Aumento de inóculo .....	28
5.9 Porcentaje de emergencia en vivero .....	29
5.10 incidencia y severidad en plántulas de chile.....	30
5.11. Prueba antagónica en campo.....	31
5.12 Inoculación de hongos en plántulas de chile.....	31
6. RESULTADOS .....	34
6.1 Aislamientos obtenidos.....	34
6.2 Velocidad de crecimiento de los hongos ensayados.....	36
6.3 Antagonismo de <i>Trichoderma</i> sp., <i>in vitro</i> .....	37
6.3.1 <i>Fusarium solani</i> vs <i>Trichoderma</i> sp.....	39
6.3.2 <i>Phytophthora capsici</i> vs <i>Trichoderma</i> sp.....	40
6.3.3 <i>Rhizoctonia</i> sp., vs <i>Trichoderma</i> sp. ....	41
6.4 Antagonismo en la germinación de semillas de chile.....	42
6.5 Antagonismo en el establecimiento de plántula en campo .....	45
7. CONCLUSIONES.....	49
8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	50
Anexo I. Medios de cultivo .....	70
Anexo II. Fotografías.....	71

## CONTENIDO DE FIGURAS Y CUADROS

<b>Figura 1.</b> A) Planta de <i>Capsicum annuum</i> , variedad Miahuateco, B) planta de chile con fruto. (Cortesía: Leydi Miguel-Ferrer, 2019). .....	5
<b>Figura 2.</b> Códice Mendoza, folio 60: Castigos a los niños de 11 a 14 años. Nótese las lágrimas del niño y el signo de admonición en la boca del padre. ....	7
<b>Figura 3.</b> Mapa de distribución de chiles anchos en México. Fuente: Rincón <i>et al.</i> , 2010. 10	
<b>Figura 4.</b> Pudrición y necrosis de raíces ocasionados por <i>Fusarium</i> sp., en plantas de ruda. A) Pudrición y necrosis de raíces ocasionados por en plantas de ruda, fuente: N. Gómez, 2014. B) Micro y macroconidios de <i>Fusarium</i> sp.; C) colonia de <i>Fusarium</i> sp., cortesía: Leydi Miguel-Ferrer. ....	14
<b>Figura 5.</b> Ciclo de la enfermedad causada por <i>Rhizoctonia solani</i> . Fuente Agrios 2005....	15
<b>Figura 6.</b> <i>P. capsici</i> , A) hinchamientos hifales, B) esporangios terminando de liberar zoosporas. Cortesía: Leydi Miguel Ferrer .....	16
<b>Figura 7.</b> Ciclo de vida de <i>Phytophthora capsici</i> . Fuente Ristaino y Johnston, 1999.....	17
<b>Figura 8.</b> Sitio de estudio, localidad de Santa María Tecomavaca. Fuente: Elaboración Ing. Nidia Ruiz. Carta vectorial del INEGI (2016) Áreas Geoestadísticas Municipales. Escala 1:1250000. ....	24
<b>Figura 9.</b> De acuerdo con el INIFAP e INEGI, tipos de climas. Fuente: Elaboración Ing. Nidia Ruiz Mapa de INIFAP y CONABIO (2001). Edafología. Escala 1:1000000. ....	25
<b>Figura 10.</b> Patógenos de planta de chile. A) <i>Fusarium solani</i> (MX-MIC 798) con datos almacenados en el GenBank con el código de acceso MK532475, B) <i>Rhizoctonia</i> sp. (MX-Gto-1) y C) <i>Phytophthora capsici</i> (CPV-283). ....	26
<b>Figura 11.</b> Aislamiento de <i>Trichoderma</i> sp., a partir de la raíz de chile. A) Colonia algodonosa con colores verde olivo; B) fiálides teñidas con azul de lactofenol (10X); C) esporas oblongas de coloración verde (40X).....	34
<b>Figura 12.</b> Estructuras de reproducción de hongos asociados a la pudrición en raíz de chile: A) Microconidios de <i>Fusarium</i> sp.; B) clamidosporas en forma globosa de <i>Fusarium</i> sp.; C) fiálides y microconidios en falsas cabezas de <i>Fusarium</i> sp.; D) microconidios de <i>Fusarium</i> sp.; E) clamidosporas de <i>Fusarium</i> sp; F) hifas de <i>Rhizoctonia</i> sp. ....	36
<b>Figura 13.</b> Porcentaje de inhibición de crecimiento radial de tres hongos patógenos ( <i>F. solani</i> , <i>R. solani</i> y <i>P. capsici</i> ) a las 132 h. THF, THR, THP: <i>T. harzianum</i> vs <i>F. solani</i> , <i>R. solani</i> y <i>P. capsici</i> respectivamente; TKF, TKR, TKP: <i>T. koningiopsis</i> vs <i>F. solani</i> , <i>R. solani</i> y <i>P. capsici</i> , respectivamente; TNF, TNR, TNP: <i>Trichoderma</i> sp. (M21) vs <i>F. solani</i> , <i>R. solani</i> y <i>P. capsici</i> . T: 25 °C, 7 d de incubación. Letras distintas en las barras indican que las medias de los diferentes tratamientos difieren estadísticamente ( $p < 0.05$ , Tukey). ....	38
<b>Figura 14.</b> Enfrentamiento <i>Trichoderma</i> sp. A-B) <i>F. solani</i> con <i>T. koningiopsis</i> a las 96 h y 132 h respectivamente, C-D) <i>F. solani</i> con <i>T. harzianum</i> a las 96 h y 132 h, E-F) <i>F. solani</i> con <i>Trichoderma</i> sp. (M21), a las 96 h y 132 h. ....	39
<b>Figura 15.</b> Enfrentamiento <i>Trichoderma</i> spp., y <i>Phytophthora capsici</i> . A-B) <i>P. capsici</i> con <i>T. koningiopsis</i> a las 96 h y 132 h respectivamente, C-D) <i>P. capsici</i> con <i>T. harzianum</i> a las 96 h y 132 h, E-F) <i>P. capsici</i> con <i>Trichoderma</i> sp. (M21), a las 96h y 132 h. ....	40

<b>Figura 16.</b> Enfrentamiento <i>Trichoderma</i> spp., y <i>Rhizoctonia</i> sp., A-B) <i>Rhizoctonia</i> sp., con <i>T. koningiopsis</i> a las 72 h y 132 h respectivamente, C-D) <i>Rhizoctonia</i> sp., con <i>T. harzianum</i> a las 72 y 132 h, E-F) <i>Rhizoctonia</i> sp., con <i>Trichoderma</i> sp. (M21), a las 72 y 132 h. ....	41
<b>Figura 17.</b> Mecanismo de acción de <i>Trichoderma</i> spp. A) <i>Trichoderma</i> sp., vs <i>F. solani</i> , B) ruptura de hifas de <i>Rhizoctonia</i> sp., por <i>T. koningiopsis</i> , C) estrangulación de <i>T. harzianum</i> sobre <i>F. solani</i> . ....	42
<b>Figura 18.</b> Porcentaje de germinación en semillas de chile en vivero durante cuatro días. Letras diferentes significa diferencia significativa entre tratamientos de acuerdo con Tukey para $p \leq 0.05$ . ....	43
<b>Figura 19.</b> Síntomas del <i>damping-off</i> en plántulas de chile en vivero. A) Emergencia tardía; B) marchitez; C) necrosis de corona de tallo; D) desarrollo incompleto; E) malformación en hojas y tallo; F) muerte de la plántula. ....	45
<b>Cuadro 1.</b> Principales variedades de chile que se cultivan en México.....	8
<b>Cuadro 2.</b> Patógenos que afectan la raíz del chile y síntomas que se presentan. ....	11
<b>Cuadro 3.</b> Descripción de los diferentes mecanismos de acción de <i>Trichoderma</i> sp., ante hongos patógenos. ....	18
<b>Cuadro 4.</b> Clases de antagonismo de acuerdo a la escala de Bell <i>et al.</i> (1982). ....	28
<b>Cuadro 5.</b> Preparación de tratamientos para 100 mL de solución, utilizada en vivero para la prueba de antagonismo en plántulas. ....	30
<b>Cuadro 6.</b> Escala de grado de severidad según Corrales <i>et al.</i> (2012). ....	31
<b>Cuadro 7.</b> Dosificación de tratamientos para 20 L utilizados en campo para prueba de antagonismo y establecimiento de planta. ....	32
<b>Cuadro 8.</b> Principales características de aislados de hongos asociados a la raíz de chile en la parcela de estudio. ....	34
<b>Cuadro 9.</b> Tasa de desarrollo (TDt) y velocidad de crecimiento (VCt) de <i>Trichoderma</i> spp., y los patógenos ensayados.....	37
<b>Cuadro 10.</b> Antagonismo de <i>Trichoderma</i> sp., en germinación de semilla. Incidencia y severidad sobre plántulas de chile. ....	44
<b>Cuadro 11.</b> Mortalidad de plantas de chile en campo y síntomas en raíz y tallo. ....	46
<b>Cuadro 12.</b> Variables evaluadas en campo en plantas de chile al primer mes de ser trasplantadas. ....	48

## BIOCONTROL CON *Trichoderma* spp. Y BIOFUN-Buap PARA LA MARCHITEZ DEL CHILE EN LA PRODUCCIÓN DE PLÁNTULA COMERCIAL

Leydi Miguel-Ferrer, Omar Romero-Arenas, Petra Andrade-Hoyos, Primo Sánchez Morales, José Antonio Rivera Tapia, Sylvia Patricia Fernández-Pavía.

### RESUMEN

*Capsicum annuum*, cultivo de gran importancia en México, debido a su historia y consumo en el país nos define frente a otros países en el área de la dietas y cocina. Sin embargo, este cultivo es atacado por diversos hongos fitopatógeno, afectando la producción y calidad del producto. La plántula, es el estado fenológico más afectado; la podredumbre en raíz es uno de los síntomas más comunes en esta etapa provocando la muerte. Actualmente hay diversos productos para el control de esta enfermedad; no obstante, debido a la falta de conocimientos sobre el manejo de fitopatógenos, se ha hecho un uso excesivo de agroquímicos, representando un problema grave de salud en el humano y riesgo de contaminación. El propósito de esta investigación fue evaluar la efectividad de cepas de *Trichoderma* preparadas de manera artesanal y el producto Biofun-Buap, generando una propuesta de manejo agroecológica, reduciendo el uso de fungicidas en la comunidad de Santa María Tecomavaca Oaxaca. Los objetivos fueron realizar analizar el porcentaje de germinación y podredumbre de plántulas de chile Miahuateco y comparar la incidencia y mortalidad de plantas a los 40 días después del trasplante bajo diferentes formas de control. Los resultados mostraron diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) para los tratamientos de *Trichoderma* sp., con tratamientos no tratados con este hongo antagonista. En pruebas antagonicas en invernadero, Biofun-Buap redujo la mortalidad de plántulas y síntomas de podredumbre; la incidencia y severidad en plantas tratadas con *Trichoderma* sp., a los 40 días en campo, fueron bajas en comparación con los otros tratamientos. Se concluyó que *Trichoderma* preparado de manera artesanal disminuyó la mortalidad de plántulas en invernadero causadas por hongos patógenos de la raíz; Biofun-Buap no sólo disminuyó la mortalidad sino ayudó a establecer la planta en campo.

**Palabras clave:** *Capsicum annuum*, podredumbre, antagonista, hongos fitopatógenos, germinación.

BIOCONTROL WITH *Trichoderma* spp. AND BIOFUN-Buap FOR CHILI WILT IN  
THE PRODUCTION OF COMMERCIAL SEEDLINGS.

Leydi Miguel-Ferrer, Omar Romero-Arenas, Petra Andrade-Hoyos, Primo Sánchez Morales, José Antonio Rivera Tapia, Sylvia Patricia Fernández-Pavía.

**ABSTRACT**

*Capsicum annuum*, is a crop of great importance in Mexico, due to its history and consumption in the country defines us compared to other countries in the area of diet and gastronomy. However, this crop is attacked by various phytopathogenic fungi, affecting the production and quality of the product. The seedling is the most affected phenological state; root rot is one of the most common symptoms at this stage causing death. Currently there are various products for the control of this disease. However, due to the lack of knowledge on the management of phytopathogens, an excessive use of agrochemicals has been made, representing a serious problem health in humans and risk of contamination. The purpose of this research was to evaluate the effectiveness of artisanal prepared *Trichoderma* strains and the Biofun-Buap product, generating an agroecological management proposal, reducing the use of fungicides in the community of Santa María Tecomavaca Oaxaca. The objectives were to analyze the percentage of germination and root rot of Miahuateco chili seedlings and compare the incidence and mortality of plants at 40 days after transplantation under different forms of control. The results showed significant differences ( $p \leq 0.05$ ) for *Trichoderma* sp. treatments, with treatments not treated with this antagonist fungus. In antagonistic greenhouse tests, Biofun Buap reduced seedling mortality and rot symptoms; the incidence and severity in plants treated with *Trichoderma* sp., at 40 days in the field, were low compared to the other treatments. It was concluded that *Trichoderma* artesanal decreased the mortality of greenhouse seedlings caused by pathogenic root fungi; Biofun-Buap not only decreased mortality but also helped establish the plant in the field.

**Keywords:** *Capsicum annuum*, rot root, antagonist, phytopathogenic fungi, germination

## 1. INTRODUCCIÓN

El chile (*Capsicum annuum*), es una hortaliza de trasplante y se agrupa en cultivares dulces y picantes. Se produce en suelos livianos o pesados con buen drenaje y pH de 6.8 a 5.5 (Cásseres, 1981). El centro de origen del género *Capsicum* tuvo lugar en México y Centroamérica, para otros investigadores el género *Capsicum* se originó en América del Sur y se extendió por el continente americano debido a las migraciones precolombinas (Fernández y Russo 2006). Es una planta domesticada con gran cantidad de variedades debido a su amplia morfología, pertenece a la familia solanácea (Hasan *et al.*, 2014; Zhigila *et al.*, 2014).

China tuvo el primer lugar en la producción promedio de chile fresco al 2018 a nivel mundial, con 18, 184,711 t, seguido inmediatamente de México con 3,379,289 t, ocupando el país el segundo lugar arriba de Turquía con 2,554,974 t. En cuanto a chile seco, la India está en primera posición con 1, 808,011 t (FAOSTAT, 2019). Para llegar a una producción sana y de calidad se necesita de un manejo adecuado; sin embargo, uno de los principales problemas que enfrenta el productor son las enfermedades fungosas. En la etapa de plántula los hongos como *Rhizoctonia* sp., *Fusarium* sp., *Phytophthora* sp., y *Phyitium* sp., causan la enfermedad conocida como *damping-off* o “ahogamiento”, del cual, los principales síntomas son pudrición de raíz y tallo, marchitez y generalmente muerte de la planta (Lomas-Cano *et al.*, 2014; Pérez-Hernández *et al.*, 2014; Uribe-Lorío *et al.*, 2014; Nawaz *et al.*, 2016; Guenoun *et al.*, 2019). Actualmente, el *damping-off* y otras enfermedades se controlan con tratamientos químicos los cuales pueden afectar la salud humana (Carmona y Sautua, 2017), rompen el equilibrio del ambiente y generan resistencia en fitopatógenos (Thrall *et al.*, 2011; Chen *et al.*, 2014; Luce, 2014; Frenkel *et al.*, 2015). En la agroecología, su integridad depende de sinergias entre la diversidad y el funcionamiento de la comunidad microbiana del suelo apoyada por un suelo rico en materia orgánica (Altieri y Nicholls, 1999). Es por eso, que existen vínculos entre la fertilidad del suelo y la protección de cultivos; no obstante, el concepto del Manejo Integral de Plagas y el Manejo Integrado de Fertilidad de Suelos (MIFS) se han desarrollado en caminos diferentes (Altieri y Nicholls, 2003).

Ante esta situación, el control biológico ha tomado relevancia debido a los beneficios que brinda en cuestiones económicas y ambientales (Heimpel y Mills, 2017; Mokhtari *et al.*, 2017; Lichtfouse, 2018; Launio *et al.*, 2020) que directa o indirectamente benefician al hombre. La práctica preventiva, sobre todo el control biológico, es el uso de organismos benéficos para controlar aquellas plagas o enfermedades que causan un daño al cultivo (FAO, 2011). Una alternativa es combatiendo hongo con hongo, es decir, hongos antagonistas contra hongos patógenos (Sarandón y Flores, 2014). El grupo más conocido y prometedor que se utiliza para el control de fitopatógenos es el género *Trichoderma*, que cuenta con especies que controlan un amplio rango de patógenos en diversos cultivos (Khaledi y Taheri, 2016; Bastakoti *et al.*, 2017). Se le reconoce por su alta capacidad reproductiva, plasticidad ecológica, efecto estimulante sobre los cultivos y acción de control a diferentes patógenos (Durman, 1999; Fravel, 2005; Martínez *et al.*, 2013) favoreciendo la sanidad de las plantas. Se ha demostrado que este género además de ser antagonista de fitopatógenos induce resistencia en la planta, además de promover el crecimiento vegetal y actúa como biofertilizante (Ferrigo *et al.*, 2014; Bisen *et al.*, 2016; Mahato *et al.*, 2018; Ji *et al.*, 2020). Las características que hacen competente a este género es que poseen diferentes mecanismos de acción contra hongos fitopatógenos. El micoparasitismo, competencia por espacio y nutrientes, adhesión y enrollamiento, actividad lítica y antibiosis son los mecanismos frecuentemente reportados (El\_Komy *et al.*, 2015; Mendoza *et al.*, 2015; Domingues *et al.*, 2016). Actualmente existen diversos productos hechos a base de *Trichoderma*, respaldados por estudios previos y que tienen aplicación en el ámbito agrícola. (Salvador, 2004; Zunino y Arneson, 2004; Gato, 2010).

En la comunidad de Santa María Tecomavaca en el estado de Oaxaca se cultiva el chile Miahuateco, variedad de *Capsicum annuum*, no obstante, se han detectado problemas en las plantas, las cuales presentan síntomas de marchitez y pudrición de raíz, lo que conlleva a una preocupación por la pérdida económica del agricultor. No se conocen exactamente los agentes causales de esta enfermedad, sin embargo, los síntomas indican que la raíz está siendo afectada por hongos patógenos; por tanto, fue necesario realizar un estudio sobre los agentes causales y controlarlos con *Trichoderma* spp., propiciando condiciones adecuadas para el desarrollo de la planta. Asimismo, proponiendo la reducción en el uso de fungicidas, atenuando el impacto negativo hacia el ambiente, formando parte de un manejo

agroecológico por parte de los agricultores; creando conciencia del cuidado del suelo, disminuyendo insumos costosos y sin afectar a otras especies nativas del lugar.

## 2. ANTECEDENTES

### 2.1 *Capsicum annuum* L.

El género *Capsicum* comprende plantas herbáceas o sufruticosas, rara vez arbustivas; hojas pecioladas, simples, alternas aunque a menudo geminadas y desiguales en las porciones distales de los tallos, margen entero o repando; flores axilares solitarias o en conjuntos de 2 o 3, sobre pedúnculos alargados; cáliz campanulado, truncado o con 5 pequeños lóbulos, algo acrescente en la fructificación; corola campanulada o casi rotácea, con 5 lóbulos por lo común poco profundos, blanca, amarilla o morada; estambres 5, filamentos delgados, glabros, anteras amarillas o azules, de dehiscencia longitudinal; ovario bilocular o rara vez trilocular, óvulos numerosos, estilo delgado, con frecuencia exerto; fruto en forma de baya jugosa o casi seca, de forma y tamaño variable, comúnmente de sabor picante; con semillas numerosas, comprimidas, embrión encorvado a casi espiralado. *Capsicum annuum* L. es una planta herbácea o arbustiva hasta de 2 m de alto; tallos estriados, esparcidamente pubescentes o glabros; hojas con pecíolos de 0.5 a 3.5 cm de largo, láminas ovadas a lanceoladas, de 2-10 (13) cm de largo, de 1- 6 (8) cm de ancho, acuminadas en el ápice, largamente cuneadas en la base, esparcidamente pubérulas en ambas superficies a casi glabras, de textura membranácea a cartácea; flores por lo general solitarias, pedúnculo erecto en la floración, a menudo péndulo más tarde, hasta de 4 (6) cm de largo; cáliz campanulado, truncado en el ápice y con diminutos apéndices insertos debajo de su borde, algo acrescente en la fructificación; corola blanca o a veces con algunos tintes azules, campanulado-rotácea, con 5 (9) lóbulos aproximadamente del largo del tubo; fruto en forma de baya hueca, de tamaño y color variable, en cultivo hasta de 20 cm de largo, de 1.5 cm de diámetro, por lo general de sabor picante; semillas de forma discoide, amarillentas a blanquecinas, de 3 - 5 mm de largo (Martínez et al., 2020)

Reino: Plantae

Subreino: Traqueobionta

Superdivisión: Spermatophyta

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Subclase: Asteridae

Orden: Solanales

Familia: Solanácea

La taxonomía del género *Capsicum* es compleja debido a la variabilidad en las formas cultivadas y los criterios para su clasificación. Se estiman diferentes cantidades de especies dependiendo los autores, según Nuez *et al.* (1996), el género comprende alrededor de 30 especies, mientras que otros mencionan que el género comprende entre 20 y 23 especies silvestres; sin embargo, son cinco las especies domesticadas en el mundo (Morán *et al.*, 2004; Milla, 2006).

*Capsicum annuum* es una planta anual de distintos tamaños y formas, desde rastreros hasta arbustos con corola blanca o morada con pétalos generalmente rectos; los pedicelos de las flores curvos en la antesis. Su crecimiento es simpodial lo que determina que sus tallos y ramas crezcan en zigzag (León, 1987; Conabio, 2009).

La variedad de chile Miahuateco se considera dentro del grupo de los chiles anchos, sin embargo, la diferencia es que tiene frutos y pericarpio más delgados (Figura 1). La longitud del fruto está entre 13-18 cm y de ancho 3-4 cm; el color característico de los frutos a madurez es café oscuro y en menor proporción en color rojo. Una característica distintiva entre el grupo de los chiles anchos es la ausencia del hundimiento en la unión del pedicelo al fruto (Rincón *et al.*, 2010).



**Figura 1.** A) Planta de *Capsicum annuum*, variedad Miahuateco, B) planta de chile con fruto. (Cortesía: Leydi Miguel-Ferrer, 2019).

### 2.1.2 Origen y domesticación

Las plantas silvestres se distribuyen desde el Sur de Estados Unidos hasta Colombia. Su domesticación pudo ocurrir en varios lugares; los restos más antiguos son encontrados en Tehuacán, México (6 500 a 5 000 años a.C.). Fue la primera especia que los españoles encontraron en América. La expansión de este cultivo fue rápida en Europa y África, debido a la semilla fértil (León, 1987).

El chile, es originario de América, (junto con el maíz, el frijol y la calabaza) el cual conformó la base de la alimentación de las culturas mesoamericanas. *Capsicum annuum* es la especie de chile con mayor importancia económica y uno de los cultivos representativos de México (López, 2003; Aguirre y Muñoz, 2015). Además, se exporta 29.71 % de su producción al mercado internacional según SAGARPA (2017) también se satisface el 100 % de los requerimientos nacionales con la producción interna.

### 2.1.3 Chiles cultivados en México y su distribución

Datos arqueológicos datan que el chile estaba presente en algunas culturas de México, se identificaron unos tallos de chile, de una especie silvestre de unos 8 000 años de antigüedad en la cueva de Guilá Naquitz, en Oaxaca, México; sin embargo, la prueba más convincente fue localizada en la cueva de Coxcatlán, en el Valle de Tehuacán, con 6 000 años de antigüedad. En excavaciones de los túneles realizados en la Pirámide del Sol, en Teotihuacan, los arqueólogos identificaron restos microfósiles de *Capsicum* mezclados en la tierra usada en los rellenos de la pirámide fechados entre 150-250 d.C. Recientemente, arqueólogos reportaron una evidencia de chile cultivado de la especie *C. annuum*, aunque no en Mesoamérica sino en un sitio cercano a Paquimé, Chihuahua, fechado entre 1200-1450 d.C. (Gallaga, 2009).

El género *Capsicum* ha tenido diversos usos que van desde su uso como moneda, tributo, símbolo ritual y castigo para los niños mal portados (Figura 2) en el México prehispánico, hasta las más modernas industrias contemporáneas. Siendo esta planta una de las representaciones que nos definen como país (Aguirre y Muñoz, 2015).



**Figura 2.** Códice Mendoza, folio 60: Castigos a los niños de 11 a 14 años. Nótense las lágrimas del niño y el signo de admonición en la boca del padre.

En algunos países hispanoamericanos al chile lo llaman ají. Nombre proveniente del azteca tzilli, que a su vez deriva del vocablo maya tzir, que significa picar o irritar. Los huastecos dieron a la hormiga el nombre de tziz, que significa irritar y picar. En la mitología indígena la hormiga descubrió los primeros granos del maíz del antecesor al de mazorca, y que fue llamado tzitli o grano de hormiga (García, 2006).

Actualmente el chile en México, es prácticamente un símbolo nacional, es lo que nos define frente a otros países en el área de la dietas y cocina. A pesar que en México se encuentra la mayor diversidad de chiles, sólo algunos tipos de ellos son ampliamente conocidos entre los que se pueden mencionar los chiles Jalapeño, Ancho, Guajillo, Pasilla, Serrano, Manzano, Habanero, de Árbol y Piquín (Cuadro 1). La riqueza genética que existe en el país se debe a la diversidad de climas, suelos y a las prácticas de selección de semillas por parte de los productores (Aguirre y Muñoz, 2015).

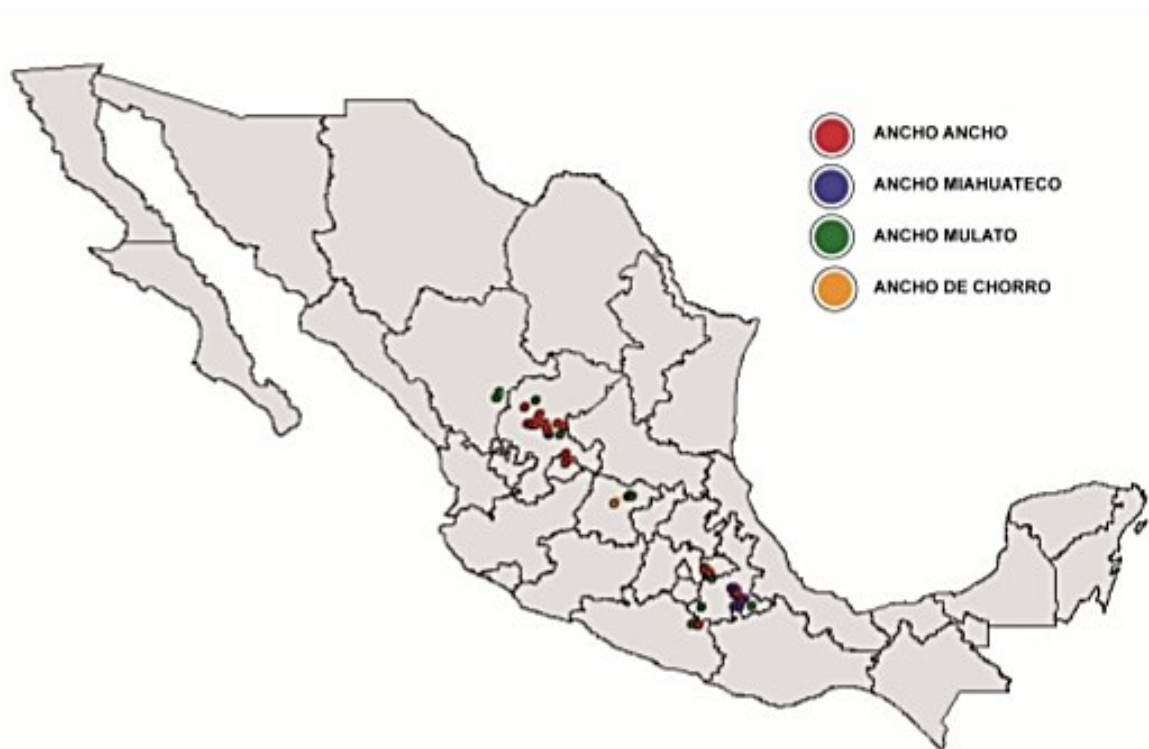
El país cuenta con un inventario de 64 tipos de chiles criollos distribuidos de la siguiente manera: 25 se encuentran en Oaxaca, 12 en Guerrero, 10 en Puebla, nueve en Veracruz y el resto en las diferentes entidades (SADER, 2020). Actualmente existe un mapa de distribución de las distintas variedades de chiles en todo el país, con ayuda de datos de georreferenciación se han realizado 10 mapas agrupando las variedades. En este estudio se trabajó con chile Miahuateco, perteneciente al grupo de los chiles anchos en donde el área de cultivo es aproximadamente de 400 ha; en la Figura 3, se muestra un mapa de la distribución de esta variedad (Rincón *et al.*, 2010).

**Cuadro 1.** Principales variedades de chile que se cultivan en México.

<b>Nombre común</b>	<b>Principales productores</b>	<b>Importancia</b>
Jalapeño	Chihuahua, Veracruz y Oaxaca.	El 60 % de la producción se utiliza en la industria de encurtidos, 20 % se consume fresco y el resto, en estado maduro, se procesa por secado y ahumado para obtener el chile que conocemos como chipotle.
Serrano	San Luis Potosí, Nayarit, Hidalgo, Tamaulipas, Veracruz, Puebla, Nuevo León, Coahuila, Jalisco y Sinaloa.	Se ocupa poco en estado seco; fresco es usado para la elaboración de salsas y picado en cualquier platillo.
Poblano	Guanajuato, San Luis Potosí, Durango, Aguascalientes, Zacatecas, Sinaloa, Nayarit, Jalisco y Puebla	Fresco se llama Poblano, y al seco se le denomina Ancho o Mulato. En estado seco se usa como ingrediente del mole mexicano y de colorantes; en verde, es la base de los chiles en nogada.
Chile de árbol	Jalisco, Nayarit, Aguascalientes, Zacatecas, Chihuahua y Guanajuato	En fresco y seco se le da el mismo nombre y es uno de los tipos de chile que se utilizan indistintamente en estado verde o seco. Es muy picante, por lo que es la variedad más utilizada para la elaboración de salsas.

Chilaca	Aguascalientes, Jalisco, Guanajuato, Querétaro, Zacatecas, San Luis Potosí, Michoacán, Nayarit y Oaxaca.	En fresco es Chilaca y en seco, Pasilla. Aunque también se consume fresco, se le prefiere en estado seco. Tiene moderado picor y es uno de los ingredientes básicos de moles y adobos, y además con él se elabora gran cantidad de salsas.
Mirasol	Aguascalientes, Zacatecas, San Luis Potosí y Durango.	Cambia el nombre a Gguajillo. Es un chile que se utiliza sobre todo en estado seco para elaborar moles, adobos y salsas.
Güero	Veracruz, Campeche, Tabasco, Yucatán, Quintana Roo, Puebla, Coahuila y Durango.	En fresco, se conoce como Güero o Húngaro caribe, en seco es chilhuacle. Es uno de los chiles menos picantes que se consumen en México. Generalmente se utiliza entero; por ejemplo, se le rellena con cazón o se utiliza para el pescado a la veracruzana. Ingrediente del mole amarillo y es también común encontrarlo al escabeche.
Pimiento morrón	Sinaloa y Sonora.	Nombrado pimentón cuando está seco. Este chile no pica, tiene un sabor dulzón y mayormente se ocupa en estado fresco. En México se utiliza en varios platillos por su diversidad de colores (amarillos, naranjas, rojos y verdes).
Piquín	Algunas áreas de cultivo en Sonora	Planta silvestre de uso común en comunidades indígenas que realizan su recolección y lo comercializan; resulta en una fuente importante de generación de recursos económicos. Es una especie sumamente picante y utilizada principalmente en la elaboración de salsas. Seco y molido es condimento para frutas frescas.

Fuente: Aguirre y Muñoz, 2015.



**Figura 3.** Mapa de distribución de chiles anchos en México. Fuente: Rincón *et al.*, 2010.

### 2.2 Patógenos que afectan la raíz (hongos y oomicetes)

Los cultivos se enfrentan enfermedades causadas en la raíz por hongos patógenos que inducen ahogamiento y muerte de plántulas y causan lesiones necróticas en el cuello de la raíz, estrangulamiento y necrosis de raíces secundarias, los más conocidos pertenecen al género *Phytophthora*, *Pythium*, *Macrophomina*, *Fusarium* y *Rhizoctonia* (Guigón-López y González-González, 2001; Lopez *et al.*, 2010; Rodríguez *et al.*, 2011; Brierley *et al.*, 2016). En plantas de chile se han reportado diversos patógenos que afectan sus órganos hasta llegar a la muerte (Cuadro 2); se ha encontrado que una especie de *Phytophthora* ataca las vainas y las ramas de los chiles, además de causar pudrición en raíz, por lo que la selección cuidadosa de semillas para controlar la enfermedad es importante (Leonian, 1922; Biles y Liddell, 1992). Se ha reportado *P. capsici* causante de necrosis de la corona y marchitamiento en chile (Silva-Rojas *et al.*, 2009) y otras solanáceas; las zoosporas se adhirieron a las raíces en la

zona de elongación, la zona del pelo de la raíz y sólo ocasionalmente al casquete de la raíz (Fernández–Pavía *et al.*, 2013).

*Phytophthora sojae* es causante de la pudrición de raíz de la soya (Chang *et al.*, 2017), en tubérculos como la papa, fumigados con pesticidas y que son para consumo (Wani *et al.*, 2017).

**Cuadro 2.** Patógenos que afectan la raíz del chile y síntomas que se presentan.

Patógeno	Lugar	Síntomas	Autor (es)
<i>Fusarium equiseti</i>	Pakistan	Marchitez de las hojas, lesiones necróticas en los tejidos vasculares y pudrición.	Naz <i>et al.</i> , 2018.
<i>Fusarium solani</i>	México	Marchitez, defoliación, clorosis, y necrosis en el tallo y la raíz.	Reyes-Tena <i>et al.</i> , 2019.
<i>Fusarium oxysporum</i>	Canadá	Deterioro del tejido de la corona con coloración marrón-negra. Raíces de color marrón oscuro a negro, severamente descompuestas.	Cerkauskas, 2017.
<i>Fusarium oxysporum</i>	India	Pudrición de raíz.	Gurunath, 1966.
<i>Fusarium oxysporum</i>	Italia	Crecimiento reducido y marchitez repentina.	Gilardi <i>et al.</i> , 2019.
<i>Fusarium oxysporum</i>	México	Clorosis, marchitamiento y necrosis vascular	Velarde-Felix <i>et al.</i> , 2018.
<i>Fusarium oxysporum</i>	México	Pudrición de la corona y en la base del tallo.	Rivera-Jimenez <i>et al.</i> , 2018.
<i>Fusarium oxysporum</i>	España	Humedecimiento, necrosis de las raíces primarias y secundarias y, a veces, rayas necróticas en el tallo.	Pérez-Hernández <i>et al.</i> , 2014.
<i>Fusarium oxysporum</i>	España	Marchitamiento sin amarillear las hojas y retraso en el crecimiento de las plantas. Las coronas de las plantas exhibieron necrosis que avanzó a través de la raíz principal junto con una leve pudrición de la raíz.	Lomas-Cano <i>et al.</i> , 2014.
<i>Fusarium oxysporum</i>	Turquía	Marchitez repentina.	Altinok <i>et al.</i> , 2020.
<i>Fusarium semitectum</i>	China	Plantas marchitas, con pudrición de la raíz y la corona. Sistemas vasculares de color marrón.	Li <i>et al.</i> , 2018.

<i>Fusarium solani</i>	México	Necrosis en la base del tallo y pudrición de la corona.	Rivera-Jimenez <i>et al.</i> , 2018.
<i>Fusarium</i> sp.	Australia	Marchitez repentina.	Stirling <i>et al.</i> , 2004.
<i>Phytophthora capsici</i>	Argentina	Pudrición de la raíz.	Gobena <i>et al.</i> , 2012.
<i>Phytophthora capsici</i>	California	Lesiones en la corona y pudrición de raíces.	Glosier <i>et al.</i> , 2008.
<i>Phytophthora capsici</i>	Ecuador	Marchitez y pudrición de la raíz y la corona.	Velez-Olmedo <i>et al.</i> , 2020.
<i>Phytophthora capsici</i>	Corea	Marchitez repentina de toda la planta con lesiones parduscas claras de las raíces.	Hwang y Kim, 1995.
<i>Phytophthora capsici</i>	Laos	Pudrición de la raíz y necrosis de la corteza exterior de la base del tallo.	Callaghan <i>et al.</i> , 2016.
<i>Phytophthora capsici</i>	México	Pudrición de raíces.	Fernández Pavía <i>et al.</i> , 2004.
<i>Phytophthora capsici</i>	Carolina del Norte	Pudrición de la raíz.	Glosier <i>et al.</i> , 2008.
<i>Phytophthora capsici</i>	Taiwán	Tizón foliar y pudrición del tallo, raíz y fruto	Sheu <i>et al</i> 2009.
<i>Phytophthora capsici</i>	Turquía	Lesiones en la corona.	Glosier <i>et al.</i> , 2008.
<i>Phytophthora nicotianae</i>	España	Pudriciones de raíces.	Moralejo <i>et al.</i> , 2009.
<i>Phytophthora parasitica - (Phytophthora nicotianae)</i>	India	Podredumbre blanda.	Gurunath, 1966.
<i>Pythium aphanidermatum</i>	Australia	Marchitamiento repentino y pudrición de raíz.	Stirling <i>et al.</i> , 2004.
<i>Pythium aphanidermatum</i>	Florida	Pudrición significativa de las raíces y reducciones en el crecimiento de las raíces.	Chellemi <i>et al.</i> , 2000.
<i>Pythium aphanidermatum</i>	Italia	Clorosis foliar, crecimiento reducido y marchitamiento repentino. Las raíces se vieron gravemente afectadas con una decoloración marrón, empapado de agua y pudrición suave.	Garibaldi <i>et al.</i> , 2014.
<i>Pythium aphanidermatum</i>	España	Crecimiento reducido y marchitamiento, decoloración y podredumbre blanda.	De Cara <i>et al.</i> , 2017.
<i>Pythium arrhenomanes</i>	Florida	Necrosis radicular.	Chellemi <i>et al.</i> , 2000.
<i>Pythium catenulatum</i>	Florida	Necrosis radicular.	Chellemi <i>et al.</i> , 2000.

<i>Pythium graminicola</i>	Florida	Necrosis radicular.	Chellemi <i>et al.</i> , 2000.
<i>Pythium graminicola</i>	India	Lesiones marcadas de necrosis y ahogamiento de plántula.	Dubey <i>et al.</i> , 2020.
<i>Pythium helicoides</i> - ( <i>Phytophthium helicoides</i> )	Florida	Necrosis del ápice de las raíces y pérdidas en el peso de raíces y brotes.	Chellemi <i>et al.</i> , 2000.
<i>Pythium irregulare</i> - ( <i>Globisporangium irregulare</i> )	Florida	Leve necrosis en la punta de la raíz.	Chellemi <i>et al.</i> , 2000.
<i>Pythium myriotylum</i>	Australia	Marchitez repentina y pudrición severa de las raíces en las plantas maduras.	Stirling <i>et al.</i> , 2004.
<i>Pythium myriotylum</i>	Florida	Pudrición de raíces.	Chellemi <i>et al.</i> , 2000.
<i>Pythium myriotylum</i>	Pakistán	Podredumbre y en plántulas de mayor edad, un crecimiento reducido, marchitamiento, ahogamiento, la coloración parda y pudrición de la raíz.	Hyder <i>et al.</i> , 2018.
<i>Pythium periplocum</i>	Florida	Pérdida de peso en raíz.	Chellemi <i>et al.</i> , 2000.
<i>Pythium</i> sp.	Australia	Marchitez repentina.	Stirling <i>et al.</i> , 2004.
<i>Pythium</i> sp.	Florida	Necrosis leve en raíz.	Chellemi <i>et al.</i> , 2000.
<i>Pythium spinosum</i> - ( <i>Globisporangium spinosum</i> )	Florida	Necrosis leve en raíz.	Chellemi <i>et al.</i> , 2000.
<i>Pythium spinosum</i> - ( <i>Globisporangium spinosum</i> )	Pakistán	Pudrición de la raíz, los tallos con una porción oscura y arrugada. Las lesiones del tallo de color verde oscuro, empapadas de agua y las raíces de color marrón oscuro.	Nawaz <i>et al.</i> , 2016.
<i>Pythium splendens</i> - ( <i>Globisporangium splendens</i> )	Florida	Necrosis del ápice de las raíces y pérdidas en el peso de raíces y brotes.	Chellemi <i>et al.</i> , 2000.
<i>Rhizoctonia bataticola</i> - ( <i>Macrophomina phaseolina</i> )	India	Podredumbre.	Gurunath, 1966.
<i>Rhizoctonia bataticola</i> - ( <i>Macrophomina phaseolina</i> )	Sri Lanka	Podredumbre.	Small, 1928.
<i>Rhizoctonia solani</i>	Australia	Leve coloración café en raíces.	Stirling <i>et al.</i> , 2004.
<i>Rhizoctonia solani</i>	México	Marchitez, necrosis del cuello de raíces y tallos con descamación de	López <i>et al.</i> , 2004.

---

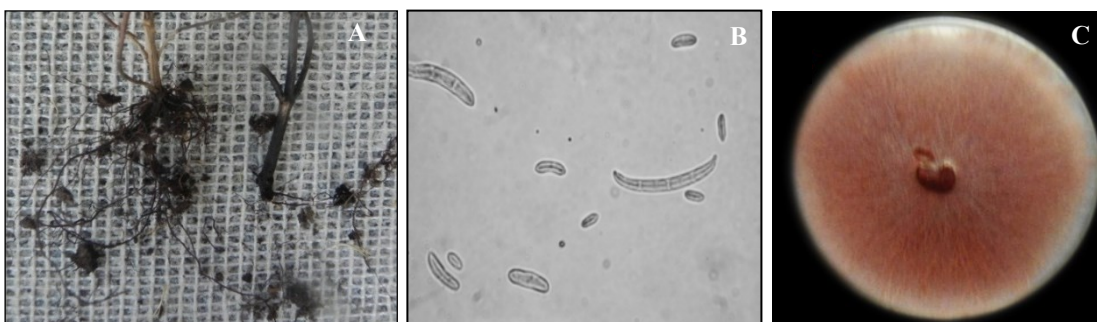
la epidermis y anillado de raíces secundarias.

---

Fuente: elaboración propia con información en la base de datos Fungal Databases.

### 2.2.1 *Fusarium* sp.

El género *Fusarium* es uno de los grupos de hongos causantes de la enfermedad conocida como pudrición de raíz; por lo general la enfermedad se presenta en plántulas al azar, pero en ocasiones estas son afectadas en pequeños grupos. El crecimiento del tallo se atrofia y se torna de color amarillo, el brote terminal toma una forma enrollada similar a un bastón, se secan y las puntas se vuelven rojizas, las raíces se necrosan y desprenden con facilidad (Figura 4A), produce numerosos macroconidios las cuales son multiseptadas y microconidios que son unicelulares (Figura 4) ovaladas a forma de riñón (Hagedorn e Inglis, 1986; Vakalounakis, 1996). Algunos reportes de *Fusarium* sp., se encuentran en la base de datos de la USDA (Fungal Database), demostrando la amplia distribución de este género.



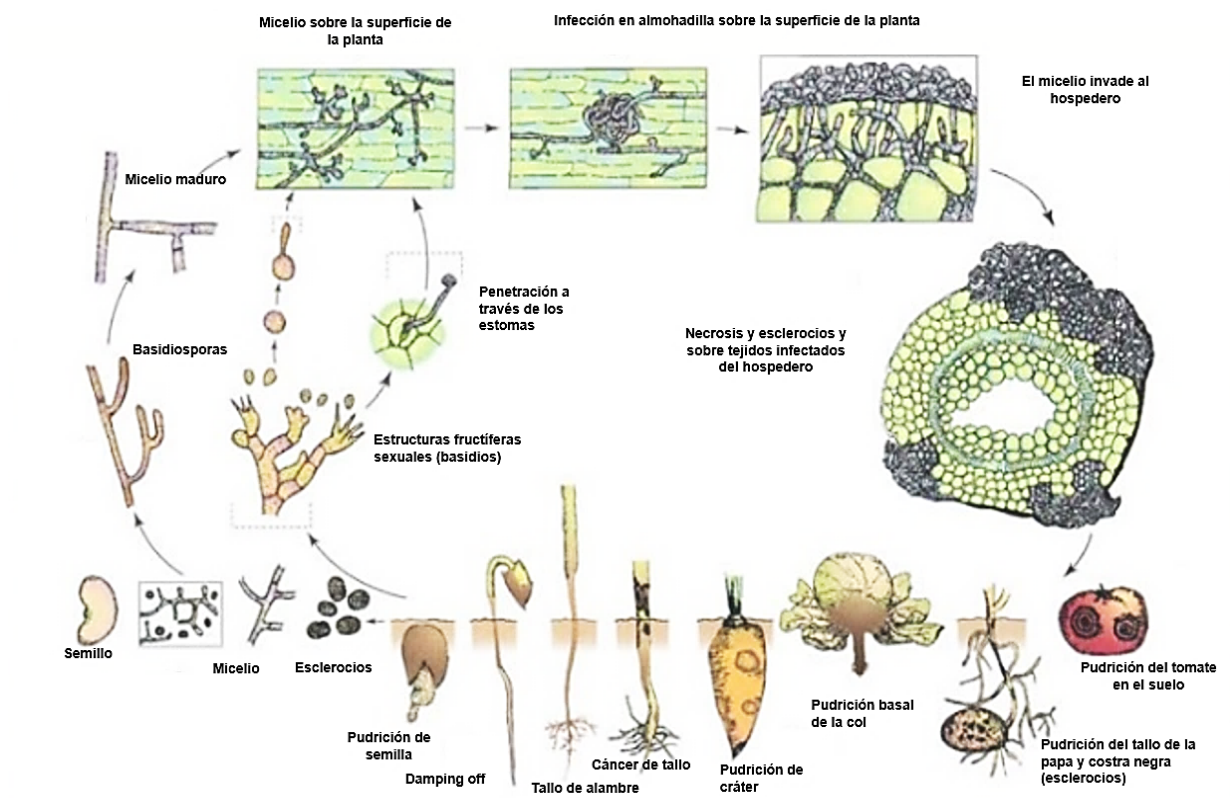
**Figura 4.** Pudrición y necrosis de raíces ocasionados por *Fusarium* sp., en plantas de ruda. A) Pudrición y necrosis de raíces ocasionados por en plantas de ruda, fuente: N. Gómez, 2014. B) Micro y macroconidios de *Fusarium* sp.; C) colonia de *Fusarium* sp., cortesía: Leydi Miguel-Ferrer.

### 2.2.2 *Rhizoctonia* sp.

*R. solani* presenta un micelio estéril incoloro que se torna de color amarillo-café de acuerdo a su madurez; produce ramificaciones en ángulo recto con respecto a la hifa principal se estrechan en la bifurcación y tienen una septa cerca de ella. Producen esclerocios de colores pardos oscuros y en su fase perfecta produce un basidiomiceto llamada *Pellicularia filamentosa* o *Thanatephorus cucumeris* (Agrios, 2005; Moni *et al.*, 2016). Distribuido por todo el mundo, atacan a un enorme rango de plantas causando pudrición de semillas, marchitamiento, pudrición de raíz, fruta y enfermedades foliares (Parmeter, 1970). Además

de ser un hongo patógeno, se encuentra como saprófito y en simbiosis con orquídeas (Chávez, *et al.*, 2015), su morfología es muy sencilla y los rasgos fisiológicos y patológicos que se usan en su clasificación varían mucho (Parmeter, 1970; Sneh y Ogoshi, 1991; Pope y Carter, 2001).

Según Agrios (2005), el ahogamiento es el síntoma más común que causa *Rhizoctonia* sp., en las plantas que afecta, una vez que el hongo ataca a la plántula al emerger mata el crecimiento de su ápice y muere; en otras plántulas se marcan lesiones café antes de morir y si logran emerger, el hongo pudre el tallo y muere (Figura 5).



**Figura 5.** Ciclo de la enfermedad causada por *Rhizoctonia solani*. Fuente Agrios 2005.

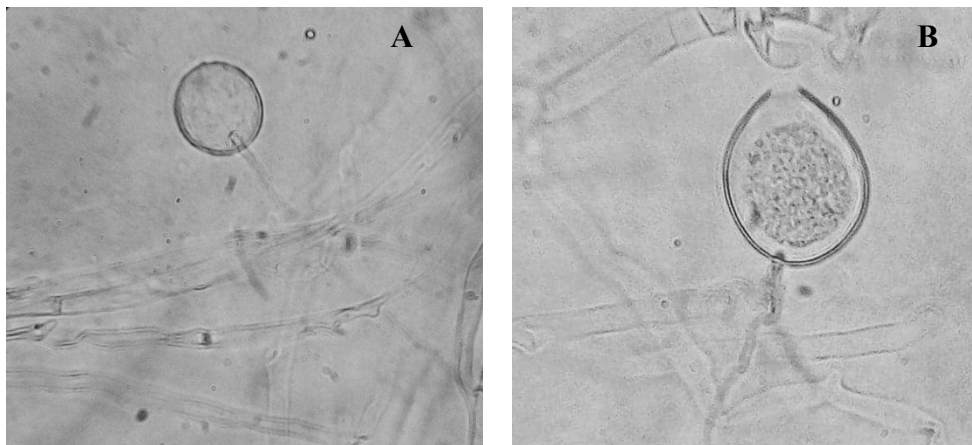
### 2.2.3 *Pythium* sp.

Las especies de este género están distribuidas en suelos de todo el mundo, es un organismo saprofito o parásito benigno, pero al encontrarse las condiciones de humedad y el suelo está densamente infestado ataca a todo tipo de semillas y plántulas que emerjan de ellas. En las

plantas, penetra a través de la raíz y se propaga produciendo un colapso y muerte rápida. En las raíces adultas solo se limita a la corteza de la raíz (Agrios, 2005).

#### 2.2.4 *Phytophthora* sp.

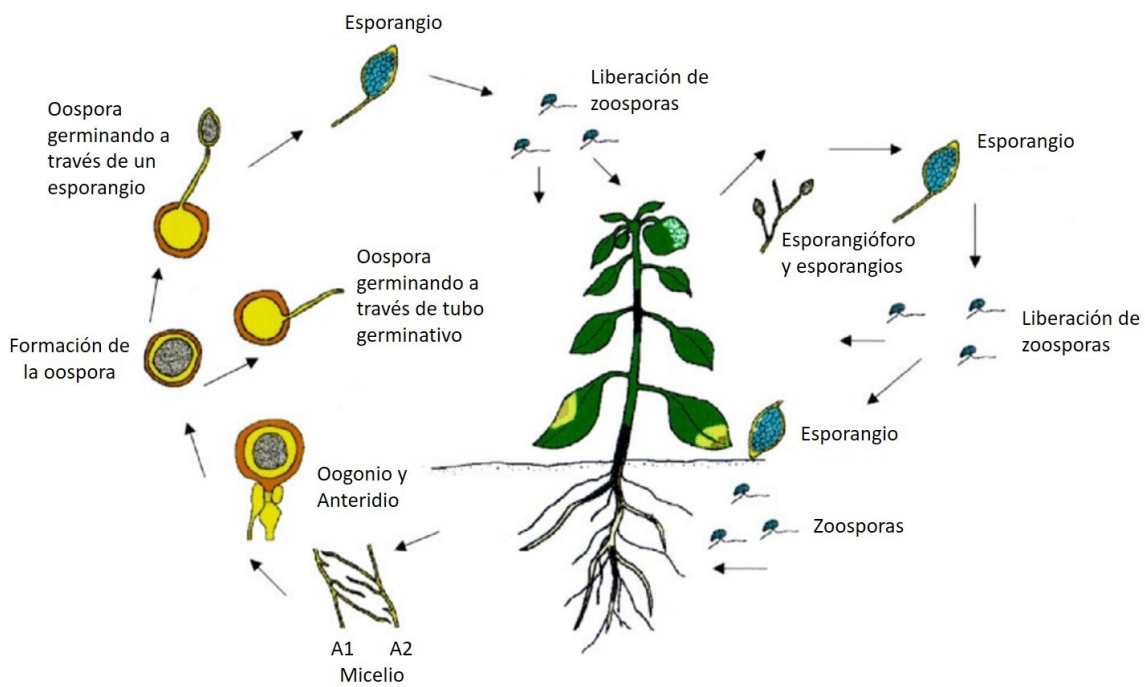
*Phytophthora* sp., fue considerado un hongo, hasta mediados de los 80's, donde por consenso se le consideró en el reino Stramenopila, *Phylum* Oomycota (Lamour, 2013). Para su identificación se consideran diferentes características de las esporas asexuales como el tipo y forma del esporangio (Figura 6), número de papilas, longitud de pedicelo, forma de la base y algunas características del esporangióforo; para esporas sexuales se toma en cuenta el tipo de anteridio y características del oogonio. En algunos casos se considera la presencia de clamidosporas, temperatura óptima de crecimiento y tipo de reproducción (Martin *et al.*, 2012).



**Figura 6.** *P. capsici*, A) hinchamientos hifales, B) esporangios terminando de liberar zoosporas. Cortesía: Leydi Miguel Ferrer

Las especies del género *Phytophthora* atacan a un amplio rango de plantas, en distintas etapas fenológicas y de distintos tipos. Producen pudrición de raíz, tubérculos y ahogamiento en plántulas, también causan pudriciones de yemas o frutos expandiéndose a otras partes de la planta. *P. capsici* genera la pudrición de la raíz del pimiento, zanahoria y calabaza; pudrición del fruto del pimiento, tomate, berenjena y de las cucurbitáceas, entre otras plantas (Agrios, 2005). Es heterotálico, es decir, produce un gametangio masculino, llamado anteridio y un

gametangio femenino llamado oogonio, produciendo oosporas cuando los dos tipos de apareamiento se encuentran en el mismo lugar. Dando como resultado la formación de oosporas, que son las esporas sexuales que sirven como inóculo de hibernación del patógeno (Figura 7). Las oosporas pueden germinar directamente a través de la formación de un tubo germinativo o indirectamente a través de la formación de esporangios (Ristaino y Johnston, 1999). En plantas de Chile infectan las raíces causando una severa marchitez; también puede atacar las hojas y el fruto, aunque en México la infección, de este patógeno, en la parte aérea es rara. Cuando la temperatura es alta entre 25-28 °C causa daños severos en un corto tiempo. La infección se propaga por las esporas que son transportadas por el agua a través del riego (Fernández-Pavía *et al.*, 2013).



**Figura 7.** Ciclo de vida de *Phytophthora capsici*. Fuente Ristaino y Johnston, 1999.

### 2.3 *Trichoderma* sp.

El género *Trichoderma* pertenece a la familia Hypocreaceae y actualmente, la Subcomisión Internacional sobre *Trichoderma* / *Hypocrea* enumera 104 especies, que se han caracterizado a nivel molecular (Schuster y Schmoll, 2010); sin embargo, no todas las cepas de este género se han tenido una identificación segura.

La base de datos Index Fungorum (<http://www.indexfungorum.org/Names/Names.asp>) clasifica al género *Trichoderma* de la siguiente manera:

Reino Fungi  
 División Ascomycota  
 clase Sordariomycetes  
 Orden Hypocreales  
 Familia Hypocreaceae  
 Género *Trichoderma*

Las especies del género producen una amplia gama de pigmentos de color amarillo verdoso brillante a rojizo, aunque algunos también son incoloros. Conidióforos ramificados con fiálides solitarios o en grupos (Alexopoulos y Mims, 1985), donde se forman los conidios, de gran importancia para la identificación taxonómica a nivel de especies (Rifai, 1969). Del mismo modo, la pigmentación de los conidios varía de incolora a varios tonos de verde y, a veces, también de gris o marrón (Schuster y Schmoll, 2010).

### 2.3.1 Mecanismos de acción de *Trichoderma* sp.

*Trichoderma* spp. en sus acciones defensivas, son capaces de controlar ascomicetos, basidiomicetos y oomicetos (Monte, 2001; Benitez *et al.*, 2004); también tienen efecto sobre nemátodos (Dababat *et al.*, 2006; Kyalo *et al.*, 2007).

Existen diferentes mecanismos de biocontrol utilizados por *Trichoderma* spp., que regulan el desarrollo de hongos patógenos, a continuación, se muestran algunos en el Cuadro 3.

**Cuadro 3.** Descripción de los diferentes mecanismos de acción de *Trichoderma* sp., ante hongos patógenos.

Mecanismo de acción	Descripción	Reportes (autores)
Competencia	Comportamiento entre dos o más organismos, poblaciones, o especies que comparten el mismo recurso ambiental cuando esté escaso (Martin y Hine, 2015). <i>Trichoderma</i> es utilizado como agente de biocontrol para fitopatógenos como <i>Fusarium</i> ,	Kelley y Rodriguez-Kabana, 1976; Sivan y Chet, 1989b; Stefanova <i>et al.</i> , 1999; Ferre y

---

	<i>Rhizoctonia</i> , etc., y es considerado un excelente competidor de espacio y nutrientes.	Santamarina, 2010; Santos <i>et al.</i> , 2017.
Micoparasitismo	El micoparasitismo es un estilo de vida o simbiosis antagónica en donde un hongo vivo es parasitado y actúa como fuente de nutrientes de otro hongo. Las interacciones micoparasitarias son comunes entre los hongos y similares a los patógenos vegetales (Heitman <i>et al.</i> , 2020). En este tipo de mecanismo, las hifas de <i>Trichoderma</i> se adhieren a las del patógeno, se enrollan en ella y a veces, las penetran degradando la pared celular del hospedante fitopatógeno.	Sandoval y López, 2000; Almeida <i>et al.</i> , 2007; Reyes <i>et al.</i> , 2008; John <i>et al.</i> , 2010; Qualhato <i>et al.</i> , 2013; Bhat, 2017; Elamathi <i>et al.</i> , 2018.
Reconocimiento	El reconocimiento se realiza a través de interacciones lectinas-carbohidratos. Las lectinas son un grupo de proteínas que se encuentran en las células y tienen la propiedad de unirse a grupos de carbohidratos específicos, además, están involucradas en las interacciones entre los componentes de la superficie de las células y su ambiente extracelular (Martin y Hine, 2015). En estudios se halló evidencias directas, de que las lectinas están involucradas en el micoparasitismo.	Elad <i>et al.</i> , 1983; Santos <i>et al.</i> , 2017; Mokhtari <i>et al.</i> , 2018; Nauom <i>et al.</i> , 2019.
Actividad lítica	En esta etapa <i>Trichoderma</i> degrada las paredes celulares del patógeno por medio de enzimas líticas extracelulares (quitinasas, glucanasas y proteasas), y facilitan la penetración del antagonista (Haran <i>et al.</i> , 1996).	Thrane <i>et al.</i> , 2000; De la Cruz-Quiroz <i>et al.</i> , 2018; Khare <i>et al.</i> , 2018; Pozo-Serrano <i>et al.</i> , 2019.
Antibiosis	La antibiosis es la producción de antibióticos o metabolitos tóxicos sobre otro sensible a estos. Se ha demostrado que el sinergismo entre varias enzimas líticas y antibióticos es muy crítico para la actividad de muchos agentes de control biológico (Kubicek y Druzhinina, 2007).	Vinale <i>et al.</i> , 2006; Vinale <i>et al.</i> , 2009; Dubey <i>et al.</i> , 2011; Vipul <i>et al.</i> , 2014; Bae <i>et al.</i> , 2016.

---

Elaboración propia con datos de diferentes fuentes.

### 2.3.2 Biocontrol con *Trichoderma* spp.

El controlador biológico fungicida más reconocido es *Trichoderma harzianum* puesto que es un antagonista de diversas enfermedades como pudrición de raíz y marchitamiento causada por *Phytophthora*, en el cual ha reducido hasta un 65 %- 85 % su incidencia (Sivan *et al.*, 1984; Ezziyyani *et al.*, 2004), brinda una alta supervivencia y rendimientos en cultivos reflejándose en una mayor altura y biomasa de la planta (Romero-Arenas *et al.*, 2017). También ha atacado diversos hongos patógenos foliares como *Botrytis cinérea*, *Pseuoperonospora cubensis*, *Sclerotinia sclerotiotum* y *Sphaerotheca fusca* (Elad, 2000).

En plantas de chile pimienta se ha utilizado *T. harzianum* para controlar la podredumbre de las raíces de las plantas de pimienta (*Capsicum annuum*) causada por *P. capsici* y como resultado hubo una reducción en la pudrición de la raíz de entre 24 % y 76 % además de demostrar que *T. harzianum* reduce el daño en la planta (Ahmed *et al.*, 1999).

Asimismo, su presencia en el suelo ayuda en la regulación de poblaciones amortiguando los daños causados por enfermedades en los agroecosistemas, manteniendo un equilibrio, estimulando respuestas sistémicas de defensa en la planta y el desarrollo de tejidos meristémicos primarios, los cuales se relacionan con la germinación altura, peso de la planta y raíz, manifestándose en la planta como aumento a la tolerancia por estrés (Cupull *et al.*, 2003; Harman *et al.*, 2004; Vinale *et al.*, 2006).

### 2.4 Uso de Bio-productos

Los patógenos encontrados en el suelo, además de tener una amplia gama de huéspedes persisten por periodos muy largos mediante estructuras de resistencia (Freeman *et al.*, 2002; Agrios, 2005; Nico y González, 2006; Arias *et al.*, 2017; Hudson *et al.*, 2020). En su mayoría estos patógenos son controlados con productos químicos ya que su efecto es rápido y eficaz; sin embargo, este tipo de control tiene efectos adversos sobre los microorganismos benéficos del suelo, el agua, el humano y los animales (Latha y Gopal, 2010; Leite *et al.*, 2010; Pingali y Roger, 2012; Llancari, 2014; Schaaf, 2015; Hashimi *et al.*, 2020). En consecuencia, se ha considerado el control biológico como una estrategia de manejo y buena alternativa para sustituir gran parte de los pesticidas utilizados, teniendo en cuenta también el comer sano y ambiente sano.

*Trichoderma* es el agente de control biológico comúnmente utilizado y se conoce desde hace mucho tiempo como antagonista eficaz de hongos fitopatógenos (Hadar *et al.*, 1984; Chang *et al.*, 1986; Trutmann y Keane, 1990; Sharma y Gothwal, 2017). No sólo se ha demostrado su potencial en laboratorio sino se ha tratado de desarrollar un método de formulación y aplicación a escala comercial, que sea efectivo, confiable, consistente, con amplio espectro y económicamente factible. Para ello se requiere de un trabajo continuo en laboratorio y campo y así obtener un excelente agente biocontrol de patógenos fúngicos, sin causar un enorme impacto en el ambiente, el cultivo y el agricultor.

En el laboratorio de Hongos y Patología Vegetal de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla se desarrolló un bio-fungicida, que lleva por nombre Biofun-Buap, como alternativa para biocontrol de patógenos con cepas nativas de *Trichoderma* s p., adaptadas a condiciones agroecológicas. Consta de cuatro formulaciones preparadas con 10 g de conidios de cada cepa, más dos compuestos preservantes (almidón de maíz 12,5 g y alga marina 12,5 g) y un ingrediente inerte como soporte (zeolita 25 g). Envasado al alto vacío en bolsas de aluminio con capacidad de 100 g y una concentración de conidios de  $83 \times 10^4$  mL con un porcentaje de viabilidad de 96 % (Romero-Arenas *et al.*, 2017). En este estudio se evaluó este bio-fungicida, con registro MX/a/2016/012860 de patente ante el Instituto Mexicano de Propiedad Industrial (IMPI), para la producción de plántulas de chile (*Capsicum annuum*) variedad Miahuateco, bajo condiciones de invernadero y su trasplante en campo.

### 3. OBJETIVOS

#### 3.1 General

Evaluar la actividad antagónica de BIOFUN-Buap y dos cepas de *Trichoderma* (*T. koningiopsis* y *Trichoderma* sp.), contra hongos patógenos de la raíz de *Capsicum annuum* y su efectividad en la producción de plántula comercial para la comunidad de Santa María Tecomavaca, Oaxaca.

#### 3.2 Específicos

- Evaluar la actividad antagónica de BIOFUN-Buap y *Trichoderma* (*T. koningiopsis* y *Trichoderma* sp.), preparado de manera artesanal, contra hongos patógenos y asociados a la raíz de plántulas de chile Miahuateco *in vitro*.
- Identificar taxonómicamente hongos asociados de raíz en *Capsicum annuum* en parcela de la comunidad de Santa María Tecomavaca, Oaxaca.
- Realizar pruebas en invernadero para analizar el porcentaje de germinación y podredumbre de plántulas de chile Miahuateco.
- Comparar la incidencia y mortalidad de plantas a los 40 días después del trasplante (ddt) bajo diferentes formas de control, en la comunidad de Santa María Tecomavaca en el estado de Oaxaca, México.

#### 4. HIPÓTESIS

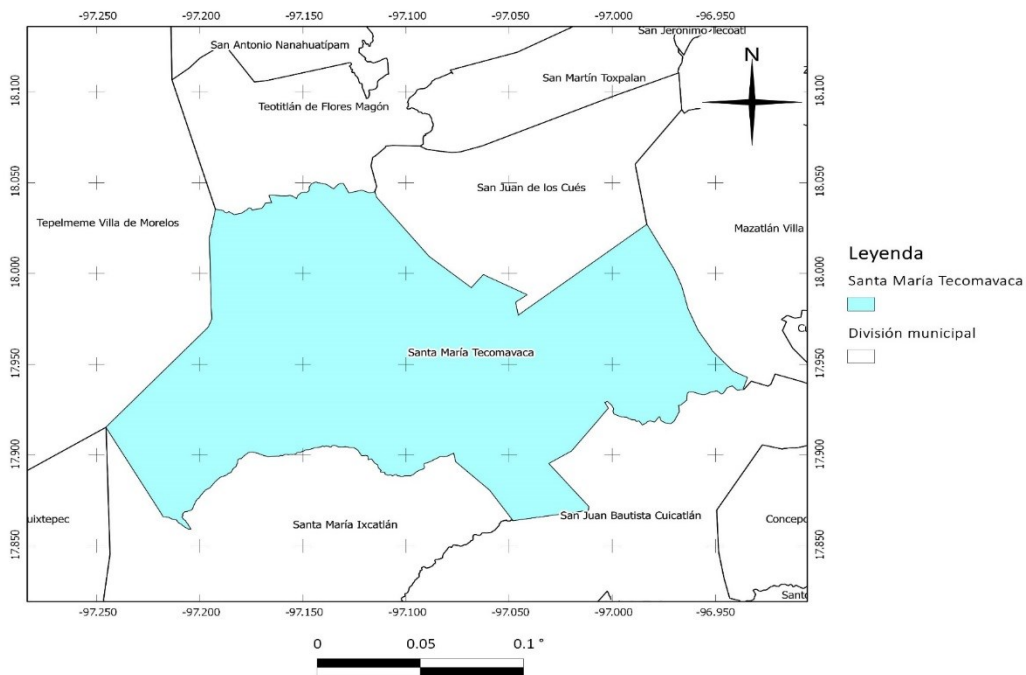
- BIOFUN-Buap mostrará mayor actividad antagónica, que el bio-fungicida de *Trichoderma* preparado de manera artesanal, ya que inhibirá el desarrollo de los tres principales hongos patógenos de la raíz de *Capsicum annuum*, causantes de la marchitez.
- BIOFUN-Buap tendrá mayor capacidad de supresión en patógenos que otras cepas de *Trichoderma* artesanal, disminuyendo la incidencia y severidad de las enfermedades, reflejando alto porcentaje de germinación y baja mortalidad de plántulas de chile al trasplantarlas en campo.

## 5. MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1 Sitio de estudio

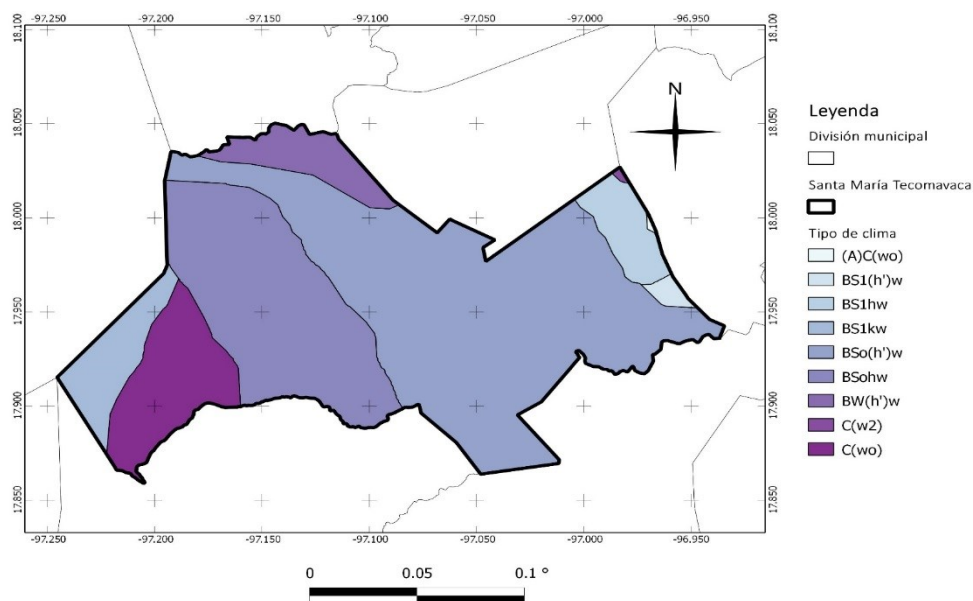
La comunidad de Santa María Tecomavaca, Oaxaca se encuentra entre los paralelos  $17^{\circ} 51'$  y  $18^{\circ} 03'$  de latitud Norte; los meridianos  $96^{\circ} 57'$  y  $97^{\circ} 15'$  de longitud Oeste con una altitud entre 400 y 2 600 m. Ocupa el 0.38 % de la superficie del estado. Cuenta con cuatro localidades y una población total de 1 683 habitantes.

Colinda al norte con los municipios de San Antonio Nanahuatípam y San Juan de los Cués; al Este con los municipios de Mazatlán Villa de Flores, San Juan Bautista Cuicatlán y Santa María Ixcatlán; al Sur con el municipio de Santa María Ixcatlán; al Oeste con los municipios de San Miguel Tequixtepec y Tepelmeme Villa de Morelos (Figura 8).



**Figura 8.** Sitio de estudio, localidad de Santa María Tecomavaca. Fuente: Elaboración Ing. Nidia Ruiz. Carta vectorial del INEGI (2016) Áreas Geoestadísticas Municipales. Escala 1:1250000.

Los climas más predominantes son: semiárido-semicálido, semiárido-templado y ojo árido-cálido (Figura 9).



**Figura 9.** De acuerdo con el INIFAP e INEGI, tipos de climas. Fuente: Elaboración Ing. Nidia Ruiz Mapa de INIFAP y CONABIO (2001). Edafología. Escala 1:1000000.

## 5.2 Muestreo

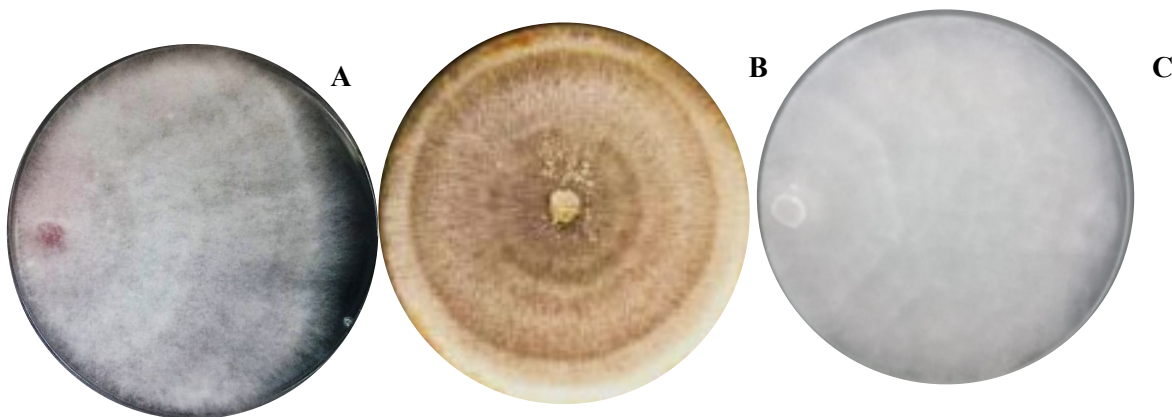
En parcelas ubicadas en la comunidad de Santa María Tecomavaca en el estado de Oaxaca, se tomaron muestras de raíces de chile, con síntomas perfectamente marcadas para obtener Cinco segmentos de tejido de raíz y cinco de tallos (Reyes-Tena *et al.*, 2019b). Se etiquetaron para posteriormente ser trasladadas al laboratorio de patología vegetal del Centro Agropecuario para su análisis (Anexo II).

## 5.3 Obtención de cepas de *Trichoderma* spp.

Las cepas de *Trichoderma* utilizadas para la investigación, fueron *T. harzianum* (TH-4) con datos en el GenBank con numero de accesión MK780094 y *T. koningiopsis* (T-K11) con número de accesión en GenBank MK791648, obtenidas del Laboratorio de Hongos y Patología Vegetal del Eco Campus Valsequillo, perteneciente al Instituto de ciencias, BUAP y *Trichoderma* sp., (aislado de la parcela agrícola).

#### 5.4 Obtención de cepas patógenas

Las cepas patógenas utilizadas en el experimento fueron *Fusarium solani* (MX-MIC 798) con datos almacenados en el GenBank con el código de acceso MK532475, *Rhizoctonia* sp. (MX-Gto-1) y *Phytophthora capsici* (CPV-283), cepas no identificadas molecularmente y preservadas en la colección (Figura 10). Estas fueron obtenidas del Laboratorio de Patología Vegetal del Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales (IIAF).



**Figura 10.** Patógenos de planta de Chile. A) *Fusarium solani* (MX-MIC 798) con datos almacenados en el GenBank con el código de acceso MK532475, B) *Rhizoctonia* sp. (MX-Gto-1) y C) *Phytophthora capsici* (CPV-283).

#### 5.5 Aislamiento a partir de raíz

Se tomaron muestras de raíces de Chile en la parcela de estudio y se siguió la metodología según Abeysinghe (2012): las secciones de material vegetal se lavaron con jabón y agua, posteriormente se cortaron segmentos de tejido de aproximadamente 1 cm de largo. Se desinfectaron en una solución Cloralex® al 10 % (0.6 % de hipoclorito de sodio de concentración final) por 1 min., se enjuagaron dos veces con agua destilada estéril y se secaron usando papel secante estéril. Se colocaron un total de cinco segmentos en cajas Petri (100 x 15 mm) con los medios de cultivo: Papa-Dextrosa- Agar (PDA, Bioxon®) suplementado con antibióticos (ampicilina 0.27 g/L; rifampicina 0.01 g/L) y Agua-Agar (AA, Bioxon®) en Anexo I. Las cajas almacenaron a 25 °C, después de 48 h se observó crecimiento micelial y se obtuvo un aislado fúngico el cual se purificó mediante la técnica de punta de hifa descrita por Tutte (1969) con modificaciones en la concentración del agar (2 %). El aislado puro se cultivó en medio PDA y se mantuvo a 25 °C, durante 7 d; después del crecimiento se cortaron discos de agar con micelio de 5 mm de diámetro y se almacenaron

en microtubos con agua destilada estéril a 15 °C en la Colección del Laboratorio de Hongos y Patología Vegetal del Eco Campus Valsequillo, perteneciente al Instituto de ciencias, BUAP.

La caracterización morfológica se realizó a partir de las estructuras (micelio, y estructuras reproductivas) de colonias con 7 d de crecimiento. Se realizaron preparaciones usando el colorante azul de lactofenol y de acuerdo a los criterios de identificación de literatura se obtuvo el género al que pertenecía el aislado.

#### *5.6 Aislamiento de hongos asociados a la pudrición de raíz*

El aislamiento de los hongos asociados en la raíz de chile se realizó a partir de muestras de raíces de plantas con necrosis con el procedimiento del punto anterior. Las cajas se incubaron a 25 °C en oscuridad por un período aproximado de 3-5 d, hasta el crecimiento del micelio alrededor del tejido. Una vez que el micelio apareció, se realizaron transferencias de las colonias a nuevas cajas con medio PDA, incubándose a 25 °C en luz continua durante 5-10 d o hasta la aparición de estructuras de reproducción (Anexo II).

#### *5.7 Interacción de cultivos duales*

Para evaluar la actividad antagonista de *Trichoderma* spp., se utilizó la técnica de Dennis y Webster (1971). Para cada uno de los tratamientos se realizaron en placas de Petri con medio de cultivo PDA, se colocó un disco de agar de 5 mm de diámetro con micelio del hongo patógeno en un extremo y transcurrido tres días, se colocó otro disco de *Trichoderma* spp., a una distancia de 5 cm entre ellos. Los controles fueron de micelio de los patógenos y *Trichoderma* cultivado por separado en placas de Petri con medio PDA descrito anteriormente, se incubaron a 25 °C. Para el cálculo del efecto inhibitorio del hongo antagonista sobre el patógeno, se midió el crecimiento micelial cada 12 h con un vernier digital (MOD. CD-6 Mitutoyo) hasta que se formó una separación y una zona de inhibición entre las colonias. Se evaluó el Porcentaje de Inhibición del Crecimiento Radial (PICR) con la fórmula propuesta por Ezziyani *et al.* (2004) de la siguiente manera:

$$PICR = \frac{R1 - R2}{R1} (100)$$

Donde: PICR= porcentaje de inhibición de crecimiento radial;

R1= crecimiento radial (mm) del patógeno sin *Trichoderma* spp.

R2= crecimiento radial (mm) del patógeno con *Trichoderma* spp.

A los 15 d, se clasificó el antagonismo según la escala de Bell 1982 (Cuadro 4), donde:

**Cuadro 4.** Clases de antagonismo de acuerdo a la escala de Bell *et al.* (1982).

Clase	Característica
Clase I	Sobrecrecimiento de <i>Trichoderma</i> spp., que colonizó toda la superficie del medio y redujo la colonia del patógeno.
Clase II	Sobrecrecimiento de <i>Trichoderma</i> spp., que colonizó al menos 2/3 de la superficie del medio.
Clase III	<i>Trichoderma</i> spp., y patógeno colonizaron la mitad del medio (más que 1/3 y menor que 2/3). Uno no se sobrepuso al otro.
Clase IV	Hongo patógeno colonizó al menos 2/3 de la superficie del medio y resistió la invasión por <i>Trichoderma</i> spp.
Clase V	Sobrecrecimiento del hongo patógeno que colonizó toda la superficie del medio.

### 5.8 Aumento de inóculo

La cepa de *F. solani* (MX-MIC 798), se cultivó en medio PDA a 24 °C durante 10 d para la producción de conidios. Posteriormente, se preparó una suspensión en agua destilada estéril ajustando con la cámara de Neubauer (marca Paul Marienfeld) a una concentración de  $1 \times 10^8$  conidios/ mL<sup>-1</sup> (Reyes-Tena *et al.*, 2019b).

Para el aumento de zoosporas de la cepa *P. capsici* (CPV-283), primero se aumentó la producción de micelio en placas Petri de agar V8 (100 x 15 mm), ya colonizado el medio, el agar se cortó en pequeños cuadros de 1 cm<sup>2</sup> y se transfirió a nuevas placas de Petri luego se añadió agua esterilizada hasta cubrir los fragmentos de micelio hasta el margen. Estas cajas se mantuvieron bajo luz blanca a 25 °C por tres días cambiando el agua cada 24 h. Una vez que se produjeron esporangios, se creó un choque térmico, sometiendo las cajas a 4 °C por 30 min y a 24 °C por 30 min para inducir la liberación de zoosporas (Reyes-Tena *et al.*, 2019a), se cuantificaron y se ajustó a una concentración de  $5 \times 10^4$  (Romero-Arenas *et al.*,

2017). Para el aumento de inóculo de *Rhizoctonia* sp. (MX-Gto-1), se colocaron discos de micelio de 5 mm de diámetro en cajas Petri con PDA a 25°C por 10 d. En el aumento masivo de *Trichoderma* spp., (forma artesanal) se colocaron discos de micelio en medio PDA por 7 d a una temperatura de 25 °C, posteriormente se esterilizaron bolsas de polipapel con 250 g de arroz previamente lavado (Sivila y Alvarez, 2013), a 15 lb de presión por 30 min. Se dejaron reposar por una hora hasta llegar a temperatura ambiente. Se cosecharon las esporas de las cajas con *Trichoderma* spp., con agua destilada estéril y la solución de esporas se inyectó a las bolsas de arroz estéril con jeringas Plastipak de 5 mL 21G x 32 mm (0.80mm) (1 1/4"). Se dejaron incubar a oscuridad por 7 d y después a horas luz por 15 d a una temperatura de 27 °C. Para la elaboración del bio-producto, Biofun-Buap, se cosechó 10 g de conidios de *T. harzianum*, para la preparación de 4 formulaciones de 60 g cada uno, utilizando además dos compuestos orgánicos como preservantes (preservantes (almidón de maíz 12.5 g y alga marina 12.5 g) y un ingrediente inerte como soporte (zeolita 25 g), se envaso al alto vacío en bolsas de aluminio con capacidad de 100 g. Los bio-fungicidas presentan una concentración de conidios de  $1 \times 10^8$ / g con un porcentaje de viabilidad de 95 % (Romero-Arenas *et al.*, 2017).

#### 5.9 Porcentaje de emergencia en vivero

Las semillas de chile, utilizadas para la evaluación de porcentaje de emergencia, fueron las mismas que se utilizaron en campo (variedad Miahuateco). Las semillas, se desinfectaron con Cloralex® al 5 % durante 5 min y se enjuagaron tres veces con agua estéril y se secaron con papel estéril (Mannai *et al.*, 2018); se introdujeron en una suspensión de consorcio patógeno fúngico preparada con sacarosa y agua destilada al 3 % durante 10 min (Cuadro 5). El control consistió en introducir semillas desinfectadas en una solución estéril de agua destilada sacarosa al 3 %. Se sembraron en charolas germinadoras con peat moss y agrolita (1:1 v/v), previamente esterilizado a 121 °C y 15 lb de presión (Mannai *et al.*, 2018); por cada cavidad se colocó una semilla y por bandeja se sembraron 100 semillas. Las bandejas se instalaron en un vivero con malla sombra a una temperatura ambiente de 28 °C (Ezziyyani *et al.*, 2004). A los 5 d de sembradas, se inoculó 1 mL/ cavidad de la preparación con el antagonista, al  $1 \times 10^6$  y se esperó al día de emergencia (Ekfan *et al.*, 2009). Los porcentajes de germinación de semillas se calcularon de acuerdo con la siguiente fórmula: germinación

de semillas (%) = (número de semillas germinadas / número total de semillas) × 100, cuando el grupo control presentara el 90% de germinación (Al-Fadhal *et al.*, 2019).

**Cuadro 5.** Preparación de tratamientos para 100 mL de solución, utilizada en vivero para la prueba de antagonismo en plántulas.

Tratamiento	MX-MIC 798, MX-Gto-1, CPV- 283, HP1, HP3, HP8	T-K11 y M21	Biofun- Buap	Mancozeb 80®	Agua
T1: Consorcio	3 mL	-	-	-	97 mL
T2: <i>Trichoderma</i> artesanal	3 mL	3 g	-	-	94 mL
T3: Biofun-Buap	3 mL	-	0.03 g	-	94 mL
T4: Mancozeb 80®	3 mL	-	-	0.2 g	97 mL
T5* control	-	-	-	-	100 mL

\*En este tratamiento se utilizaron las semillas recubiertas con su fungicida de mercado. *Fusarium solani* (MX-MIC 798), *Rhizoctonia* sp. (MX-Gto-1), *P. capsici* (CPV-283), *Rhizoctonia* sp. (HP1), *Fusarium* sp. HP3, *Fusarium* sp. HP8, *T. koningiopsis* (T-K11) y *Trichoderma* sp. (M21).

#### 5.10 incidencia y severidad en plántulas de chile

Se evaluó la incidencia y severidad causada por el complejo de hongos que afectan las plantas de chile (*P. capsici*, *F. solani* y *Rhizoctonia* sp). Se realizó muestreo de evaluación a los 12, 13 y 14 d después de la última emergencia. Por medio de monitoreo visual se identificaron las plantas afectadas por tratamiento y se procedió a calcular el porcentaje de incidencia mediante la siguiente fórmula matemática:

Incidencia (I)= (No. de plantas afectadas por tratamiento/ No. de plantas total por tratamiento) \*100.

Para la severidad se evaluó las plantas afectadas según el Cuadro 6.

**Cuadro 6.** Escala de grado de severidad según Corrales *et al.* (2012).

Escala	Porcentaje	Síntomas
0	0 %	Planta sana.
1	10 %	No más del 10 % del follaje total esta marchito y/lorótico.
2	25 %	Hojas marchitas y/o cloróticas.
3	50-70 %	Hojas marchitas y/o cloróticas.
4	100 %	Planta muerta o severamente afectada que muestra prácticamente todo el follaje marchito con clorosis, necrosis y/o defoliación prematura.

#### *5.11. Prueba antagónica en campo*

Las semillas que se utilizaron fueron adquiridas de productores de chile miahuateco en Santa María Tecomavaca, Oaxaca. Previo a la germinación de semillas, estas se desinfestaron con cloro comercial al 5 % durante 5 min y se enjuagaron tres veces con agua estéril y se secaron con papel estéril; en charolas germinadoras se puso peat moss y agrolita (1:1 v/v), previamente esterilizado a 121 °C y 15 lb de presión (Mannai *et al.*, 2018); por cada cavidad se colocaron dos semillas haciendo un total de 2 125. Se esperaron 15 d aproximadamente para el surgimiento de la plántula.

#### *5.12 Inoculación de hongos en plántulas de chile*

En este trabajo se formularon cinco tratamientos (Cuadro 7), para la inoculación del consorcio de patógenos, se ajustó a una concentración de  $1 \times 10^5$ / mL y se realizó a los 7 d del establecimiento de la plántula en campo (Raut *et al.*, 2017). Después de la inoculación del consorcio patógeno (3 d), las plantas se inocularon (conforme al tratamiento) los *Trichoderma* spp., y el producto químico (Mancozeb 80®).

El diseño que se utilizó en campo fue de bloques al azar, el cual constó de cinco surcos: tres (repeticiones) surcos de parcela útil y dos para efecto de borde. En cada surco se trasplantaron 85 plántulas con 50 d de edad, infectadas previamente con los patógenos. Fue un total de cinco unidades experimentales con 425 plantas cada una.

**Cuadro 7.** Dosificación de tratamientos para 20 L utilizados en campo para prueba de antagonismo y establecimiento de planta.

Tratamientos	MX-MIC 798 MX-Gto-1 CPV-283	HP1, HP3 HP8	T-K11 y M21	Biofun- Buap	Mancozeb 80®	Fertilizante* 18-46-00
T1: Consorcio	30 mL	30 mL	-	-	-	-
T2: <i>Trichoderma</i> artesanal	30 mL	30 mL	60 g	-	-	-
T3: Biofun-Buap	30 mL	30 mL	-	6 g	-	-
T4: Fungicida químico	30 mL	30 mL	-	-	40 g	-
T5: Agua+ fertilizante	-	-	-	-	-	3 kg

\* En el caso del fertilizante se aplicó 6.25-7 g/ planta de manera manual. *Fusarium solani* (MX-MIC 798), *Rhizoctonia* sp. (MX-Gto-1), *P. capsici* (CPV-283), *Rhizoctonia* sp. (HP1), *Fusarium* sp. HP3, *Fusarium* sp. HP8, *T. koningiopsis* (T-K11) y *Trichoderma* sp. (M21).

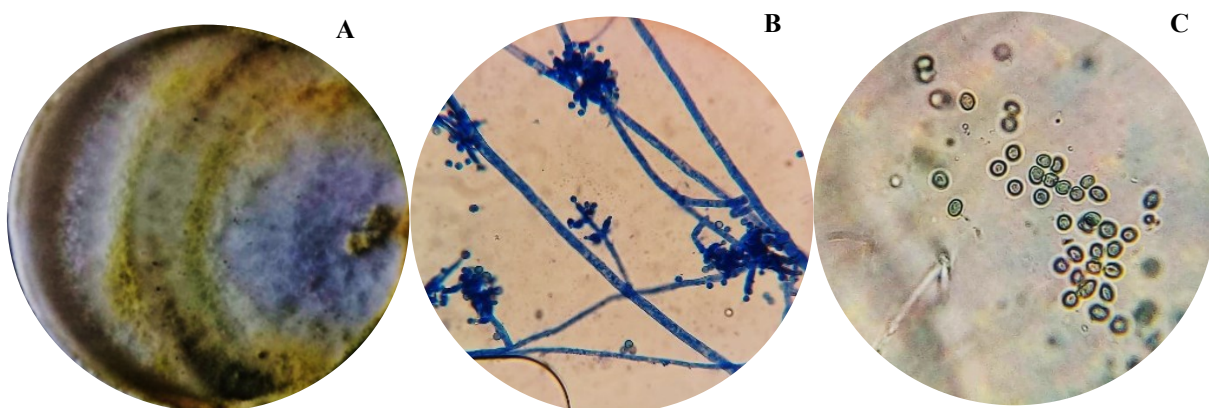
Se evaluaron durante cuatro semanas a partir de la inoculación del consorcio patógeno. Se obtuvieron datos de mortalidad y supervivencia por unidad experimental en la primera, segunda, tercera y cuarta semana hasta alcanzar un total máximo de mortalidad. Para calcular la altura total de cada planta se midió desde la base del tallo hasta el último meristemo apical, se registró el dato en centímetros y se obtuvo promedio. Se midió la longitud de la raíz, ésta se realizó midiendo la raíz principal de 10 plantas. Se utilizó un flexómetro modelo Truper FH-8M Flexómetro, Gripper contra Impacto, 8 m (Elizondo-Cabalceta y Monge-Pérez 2016). Finalmente, se tomaron secciones pequeñas (aprox. 1 × 1 cm) de raíz con síntomas de enfermedad, se esterilizaron en la superficie Cloralex® al 1 % durante 30 s y se enjuagaron tres veces con agua destilada estéril para el re-aislamiento de las cepas patógenas, los segmentos fueron colocados en medio PDA, se incubaron bajo oscuridad a 28 °C por 10 d.

Los datos se analizaron con ANOVA en el paquete estadístico IBM SPSS Statistics versión 25. La velocidad de crecimiento y la tasa de desarrollo fueron las variables de respuestas con tres repeticiones en un diseño estadístico completamente al azar. El experimento se repitió dos veces para su validación. Se realizó una comparación de medias por el método de Tukey-Kramer con un nivel de probabilidad de  $p \leq 0.05$ . El PICR, el porcentaje de germinación, la mortalidad (%) y la incidencia de enfermedad fueron expresados en porcentajes y transformados con arco-coseno angular  $\sqrt{x+1}$ . Posteriormente se sometieron a un análisis de varianza, al igual que las variables altura total, tamaño de raíz y altura planta sin raíz; se utilizó la prueba de Tukey-Kramer para determinar las diferencias significativas entre los tratamientos y el nivel de significancia de  $p \leq 0.05$ .

## 6. RESULTADOS

### 6.1 Aislamientos obtenidos

A partir de la raíz del chile, se obtuvo una cepa de *Trichoderma* sp., (Figura 11) y tres hongos asociados (Figura 12) a la pudrición de raíz del chile, los cuales están descritos (Cuadro 8) de acuerdo a una guía de identificación y literatura (Barnett y Hunter, 1998; St-Germain y Summerbell, 1996; Sneh *et al.*, 2013; Retana *et al.*, 2018).



**Figura 11.** Aislamiento de *Trichoderma* sp., a partir de la raíz de chile. A) Colonia algodonosa con colores verde olivo; B) fiálides teñidas con azul de lactofenol (10X); C) esporas oblongas de coloración verde (40X).

**Cuadro 8.** Principales características de aislados de hongos asociados a la raíz de chile en la parcela de estudio.

Hospedero	Características	Género
<i>Capsicum annuum</i>	Colonias, con anillos concéntricos, con coloraciones cafés, micelio algodonoso aéreo. Hifas hialinas dispuestas a 90° respecto a la hifa de donde se ramifica, con una pequeña constricción.	<i>Rhizoctonia</i> sp. (HP1)
<i>Capsicum annuum</i>	Colonias con escaso micelio vellosa blanco con pigmentaciones color café a rojizo. Micelio septado, hialino con ramificaciones. Macroconidios de 33-37μ de	<i>Fusarium</i> sp. (HP3)

---

largo, con las puntas curvadas hacia dentro, ligeramente curvadas, de 3-5 septos. Microconidios elipsoides con 1 septo o ninguno de 3.1-3-3 $\mu$ .

Colonias micelio velloso blanco con coloraciones café. Micelio septado, hialino con ramificaciones. Macroconidios de 37.2-39.5 $\mu$  de largo, con las puntas curvadas ligeramente hacia dentro curvadas, de 3-5 septos. Microconidios ovoides con sin ningún septo de 2.9-3.2 $\mu$ .

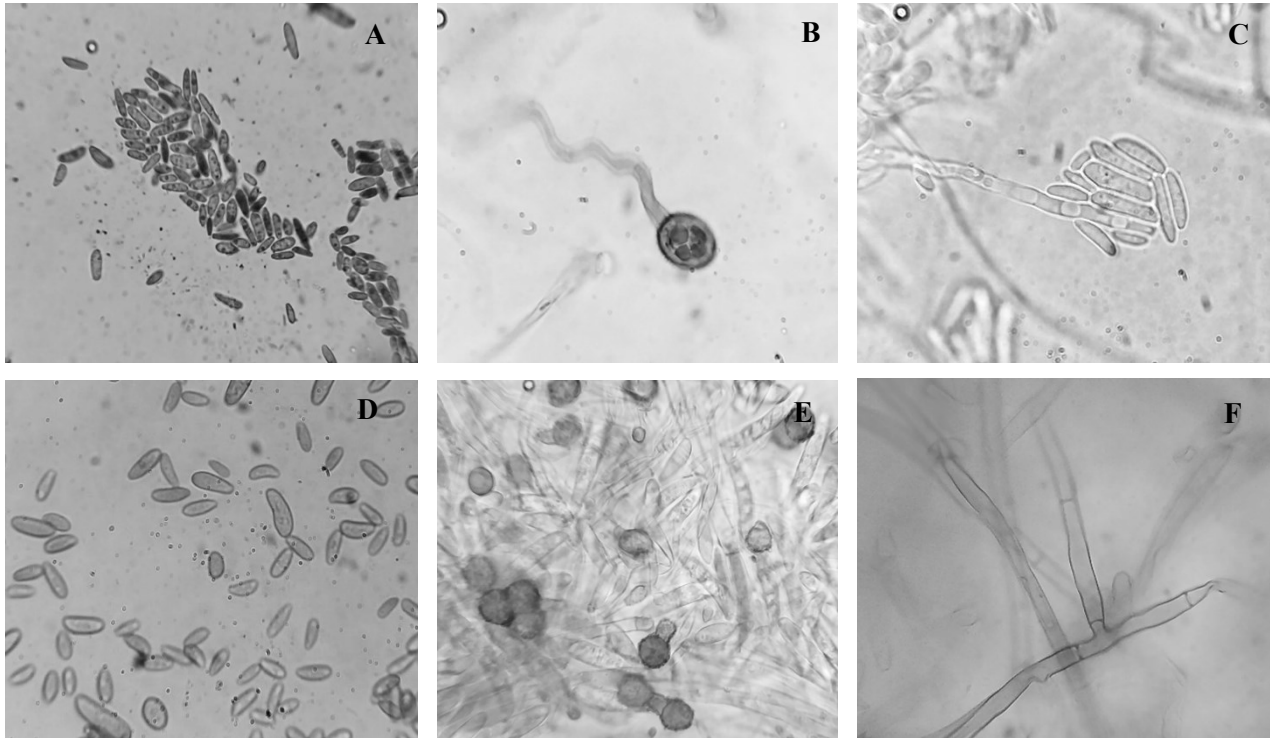
*Fusarium* sp.  
(HP8)

Se observaron colonias algodonosas color blanco y con el tiempo producen gran cantidad de esporas que se tiñen de color amarillo y verde olivo. Su micelio es septado, hialino. Esporas redondas ligeramente ovaladas color verde, 1-3 $\mu$ m. 2, 3 y 4 fiálides con forma de botella, presencia de clamidosporas en germinación. De acuerdo con los criterios de identificación taxonómica de Barnett y Hunter (1998), se concluyó que este hongo pertenecía al género.

*Trichoderma* sp.  
(M21)

---

Incubación a 25 °C por 7 días. Fuente: elaboración propia.



**Figura 12.** Estructuras de reproducción de hongos asociados a la pudrición en raíz de Chile: A) Microconidios de *Fusarium* sp.; B) clamidosporas en forma globosa de *Fusarium* sp.; C) fálides y microconidios en falsas cabezas de *Fusarium* sp.; D) microconidios de *Fusarium* sp.; E) clamidosporas de *Fusarium* sp.; F) hifas de *Rhizoctonia* sp.

### 6.2 Velocidad de crecimiento de los hongos ensayados

La tasa de desarrollo y la velocidad de crecimiento de los *T. koningipsis*, *T. harzianum* y *Trichoderma* sp., tuvieron diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ), teniendo el valor más alto el *Trichoderma* sp., nativo del sitio de estudio (Cuadro 9). Los controles completaron su crecimiento, en la caja Petri, a las 72 h. En la confrontación con los patógenos, no se modificó su velocidad de crecimiento; demostrando que es un excelente competidor de nutrientes y espacio (Hjeljord y Tronsmo, 1998), además de que sus enzimas cumplen un papel importante en el micoparasitismo y la inhibición del crecimiento micelial del hongo con el que compete (Sanz *et al.*, 2005). La mayor tasa de desarrollo y velocidad de crecimiento lo tuvo el *Trichoderma* sp., con  $1.017 \pm 0.0096$  mm/ h y  $1.5057 \pm 0.00857$  cm d<sup>-1</sup>, respectivamente; sin embargo, aún el valor más bajo de los tres *Trichoderma* spp., supera a

los reportados por Guigón-López *et al.* (2010) para *T. asperellum*; al contrario de los patógenos, en el cual si se vio afectado su crecimiento al estar en contacto con el antagonista. *F. solani* fue el hongo con mayor valor entre los patógenos con  $0.391\pm 0.0019$  mm/ h a comparación de *P. capsici* con  $0.303\pm 0.0025$  mm/ h. Esto nos demuestra que *Trichoderma* spp., tiene gran ventaja sobre el crecimiento de los patógenos como también lo reportan Andrade-Hoyos *et al.* (2019).

**Cuadro 9.** Tasa de desarrollo (TDt) y velocidad de crecimiento (VCt) de *Trichoderma* spp., y los patógenos ensayados

Tratamientos	TDt (mm/ h)	VCt (cm d <sup>-1</sup> )
<i>T. harzianum</i>	$0.972\pm 0.008^b$	$1.3238\pm 0.0024^b$
<i>T. koningiopsis</i>	$0.912\pm 0.0122^c$	$1.2369\pm 0.00663^c$
<i>Trichoderma</i> sp.	$1.017\pm 0.0096^a$	$1.5057\pm 0.00857^a$
<i>F. solani</i>	$0.391\pm 0.0019^d$	$0.4718\pm 0.00063^d$
<i>R. solani</i>	$0.266\pm 0.0012^f$	$0.3059\pm 0.00605^f$
<i>P. capsici</i>	$0.303\pm 0.0025^e$	$0.3818\pm 0.01193^e$

Letras distintas en los valores indican que las medias de los diferentes tratamientos difieren estadísticamente ( $p < 0.05$ , Tukey).

### 6.3 Antagonismo de *Trichoderma* sp., *in vitro*

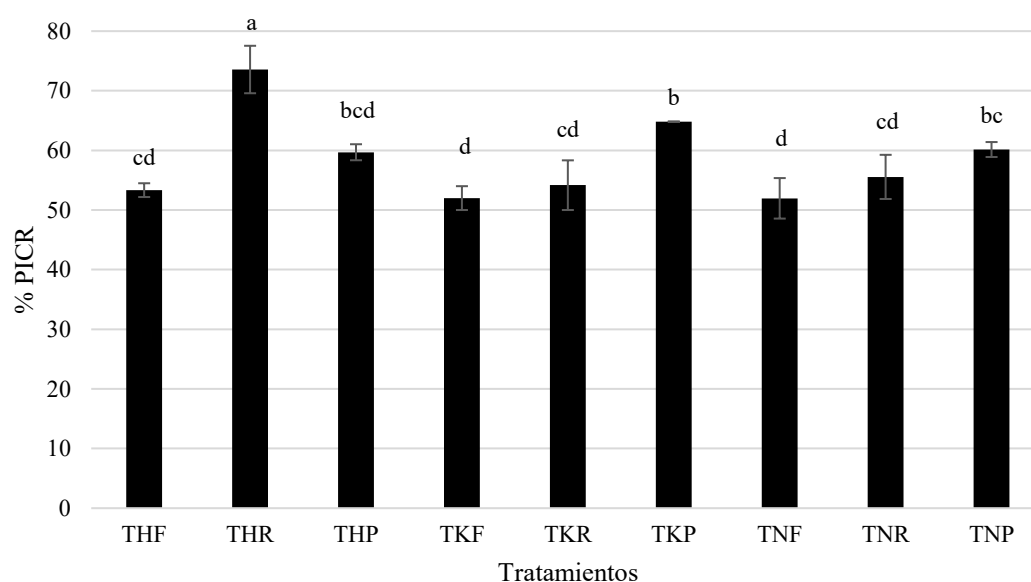
En los enfrentamientos duales se pudo observar alta capacidad crecimiento por *Trichoderma* sp., sobre los hongos patógenos trabajados. A las 72 h hubo el primer contacto de interacción hifa-hifa y posterior a ese día, la invasión de *Trichoderma* sp. sobre los patógenos era muy marcada, pronto a las 132 h hubo una invasión total por parte de los *Trichoderma*.

El enfrentamiento de *F. solani*, *R. solani* y *P. capsici* contra *Trichoderma* spp., se encontraron en el grado uno de la escala de Bell a las 72 h. A diferencia de *F. solani* contra *T. harzianum* que se mantuvo en el grado 2 de la escala. La invasión de *Trichoderma* sp., hacia *P. capsici* fue la más clara ya que los tres *Trichoderma* probados crecieron sin problema sobre el medio de cultivo. Esto se atribuye a una de las características del género *Trichoderma* sp., por competencia de espacio y nutrientes como lo mencionan Martínez *et al.* (2013) y Duarte-

Leal *et al.* (2017), que no sólo el *Trichoderma* crece rápidamente, sino que libera sustancias que inhibe el crecimiento hifal del patógeno, favoreciendo su invasión.

El PICR de todas las confrontaciones supera el 50 % (Figura 13), para *F. solani* el valor más bajo en la confrontación fue de 51.9% con el *Trichoderma* sp., (M21) y la más alta fue con el *T. harzianum* con 53.3 %, coincidiendo con un estudio que realizó Sundaramoorthy y Balabaskar (2013), donde inhibió el crecimiento micelial de *F. oxysporum* f. sp., *lycopersici* hasta un punto de 53 % sobre el control.

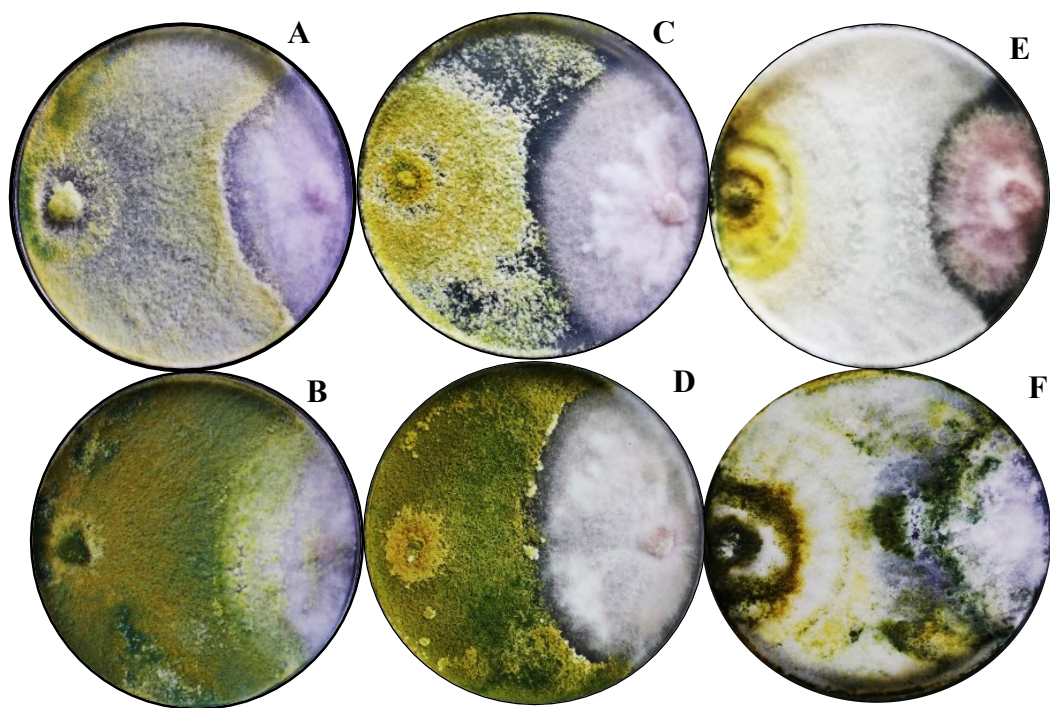
*Trichoderma* sp., tiene efecto antagónico sobre los tres patógenos más conocidos de la podredumbre en plántulas (Schmitthenner, 1964). Es claro que las especies de este género son prometedoras para la elaboración de bio-fungicidas, y ser aplicadas en el estado más vulnerable de la planta, debido al gran el potencial antagonista que ha demostrado contra otros hongos fitopatógenos (Sandoval y López, 2000; Pérez-Torres *et al.*, 2018).



**Figura 13.** Porcentaje de inhibición de crecimiento radial de tres hongos patógenos (*F. solani*, *R. solani* y *P. capsici*) a las 132 h. THF, THR, THP: *T. harzianum* vs *F. solani*, *R. solani* y *P. capsici* respectivamente; TKF, TKR, TKP: *T. koningiopsis* vs *F. solani*, *R. solani* y *P. capsici*, respectivamente; TNF, TNR, TNP: *Trichoderma* sp. (M21) vs *F. solani*, *R. solani* y *P. capsici*. T: 25 °C, 7 d de incubación. Letras distintas en las barras indican que las medias de los diferentes tratamientos difieren estadísticamente ( $p < 0.05$ , Tukey).

### 6.3.1 *Fusarium solani* vs *Trichoderma* sp.

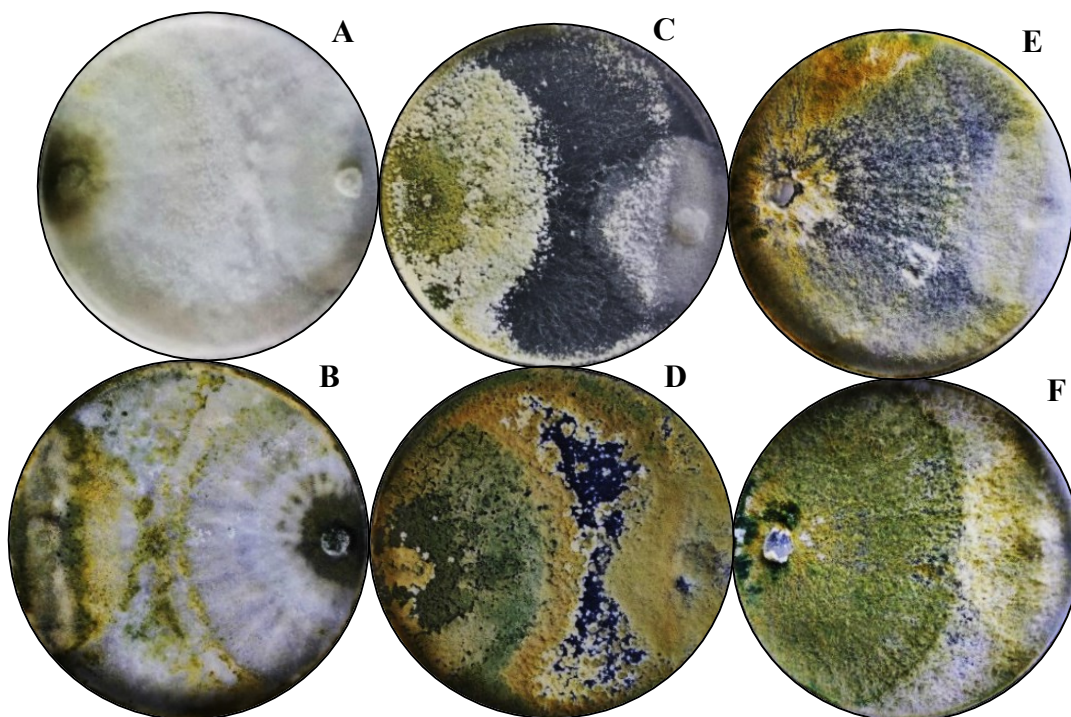
Ubicando este antagonismo en escala 2 de Bell (Figura 14), a pesar de haberle dado tres días de ventaja al patógeno *Trichoderma* sp., tiene ventaja en crecimiento como lo describen Michel-Aceves *et al.* (2009) y Michel-Aceves *et al.* (2019) donde *T. harzianum* tiene potencial de biocontrol y antagonismo clase 2 sobre *F. subglutinans* y *F. oxysporum*. Guédez *et al.* (2012) reportaron un porcentaje de inhibición alto de 80 % y 66 % para *T. harzianum* contra *F. oxysporum*. *T. harzianum* mostró estrangulamiento sobre *F. solani* (Figura 17), un mecanismo de acción característico de este grupo (Martinez *et al.*, 2008); en algunos estudios esta cepa primero micoparasita al patógeno y después libera enzimas líticas como 3- $\beta$ -glucanasa y quitinasa, que pueden degradar las paredes celulares dependiendo la especie (Sivan y Chet, 1989).



**Figura 14.** Enfrentamiento *Trichoderma* sp. A-B) *F. solani* con *T. koningiopsis* a las 96 h y 132 h respectivamente, C-D) *F. solani* con *T. harzianum* a las 96 h y 132 h, E-F) *F. solani* con *Trichoderma* sp. (M21), a las 96 h y 132 h.

### 6.3.2 *Phytophthora capsici* vs *Trichoderma* sp.

Los valores de inhibición del crecimiento micelial de *P. capsici* sobre el control por *Trichoderma* sp., fueron los más altos y notorios que el de los otros tratamientos (Figura 15). Los valores fueron 59.68 %, 64.81 % y 60.14 % para *P. capsici* contra *T. harzianum*, *koningiopsis* y *Trichoderma* sp. (M21), respectivamente.

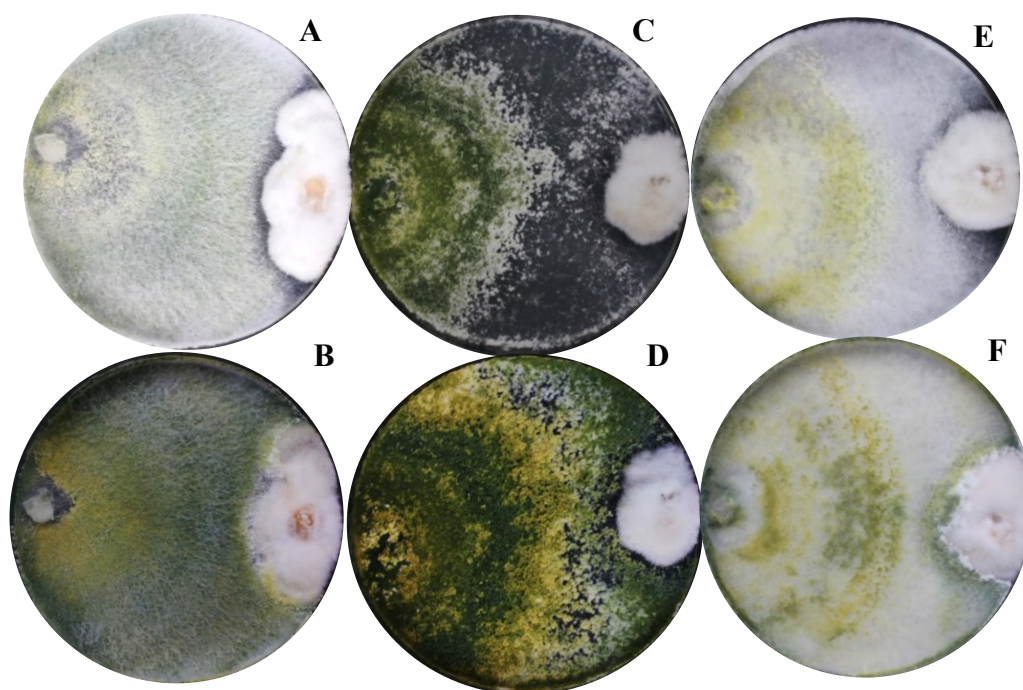


**Figura 15.** Enfrentamiento *Trichoderma* spp., y *Phytophthora capsici*. A-B) *P. capsici* con *T. koningiopsis* a las 96 h y 132 h respectivamente, C-D) *P. capsici* con *T. harzianum* a las 96 h y 132 h, E-F) *P. capsici* con *Trichoderma* sp. (M21), a las 96h y 132 h.

Singh e Islam (2010) reportaron la reducción micelial del patógeno sobre el control de 61 % de *P. nicotianae*, especie del mismo género. En este trabajo también se obtuvieron los mismos resultados, en donde se observaron hinchamientos de hifas de *P. capsici* dándose a notar similitudes de antagonismo para especies del género *Phytophthora*. Estudios como el de Jiang *et al.* (2016) han reportado la penetración de los ápices hifales de *Trichoderma* sp., en *P. capsici* y por consecuencia la desintegración de colonias después de 7 d de la inoculación, produciendo así numerosos conidios de *Trichoderma* sp.

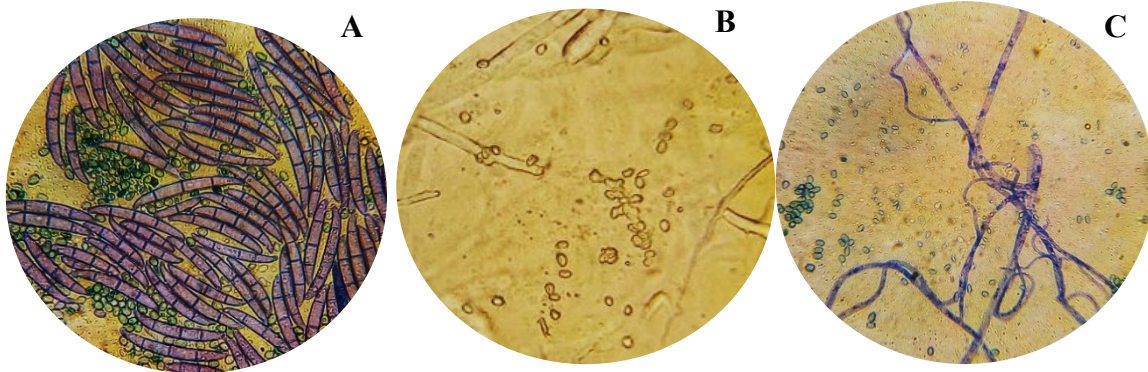
### 6.3.3 *Rhizoctonia* sp., vs *Trichoderma* sp.

El valor más alto fue para el antagonismo de *T. harzianum* sobre *R. solani*, siendo el valor de 73.56 % de inhibición con respecto al control (Figura 16); valor más alto que el reportado por Seema y Devaki (2012).



**Figura 16.** Enfrentamiento *Trichoderma* spp., y *Rhizoctonia* sp., A-B) *Rhizoctonia* sp., con *T. koningiopsis* a las 72 h y 132 h respectivamente, C-D) *Rhizoctonia* sp., con *T. harzianum* a las 72 y 132 h, E-F) *Rhizoctonia* sp., con *Trichoderma* sp. (M21), a las 72 y 132 h.

Se observó ruptura y derrame de contenido celular de las hifas de *R. solani* por parte de *T. harzianum* (Figura 17), mecanismo reportado para este género por Acosta-Suárez *et al.* (2013) y Ronnie-Gakegne y Martínez-Coca (2018). Algunas proteínas como las quitinasas, glucanasas y proteasas contribuyen a este mecanismo de acción (Nveves *et al.*, 2010).

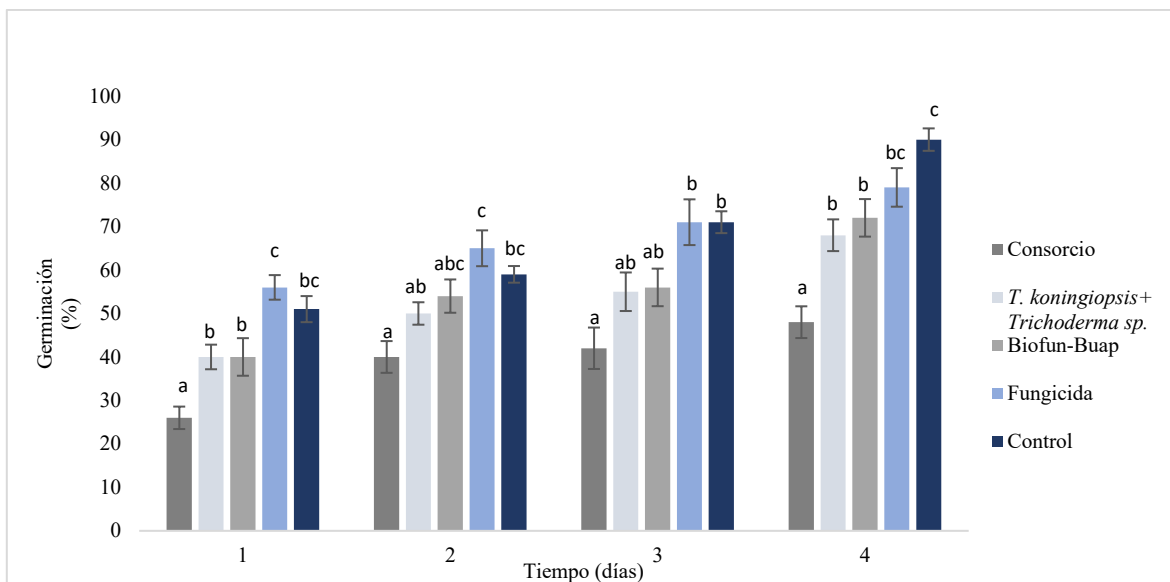


**Figura 17.** Mecanismo de acción de *Trichoderma* spp. A) *Trichoderma* sp., vs *F. solani*, B) ruptura de hifas de *Rhizoctonia* sp., por *T. koningiopsis*, C) estrangulación de *T. harzianum* sobre *F. solani*.

#### 6.4 Antagonismo en la germinación de semillas de chile

La germinación de semillas en todos los tratamientos fue a los 8 días, diferenciando solamente en la cantidad de semillas germinadas por día (Figura 18), el control y el tratamiento fungicida siempre fueron los más altos en emergencia durante los cuatro días observados. El efecto de la inoculación del consorcio fúngico se observó en la muerte de la semilla y días después, afectando el cuello de la raíz, provocando marchitamiento y muerte de la planta. El porcentaje de emergencia más bajo, fue el del consorcio fúngico sin ningún tratamiento con *Trichoderma* sp., con 48 % para el día cuatro. Los tratamientos T2 y T3 los porcentajes más altos de emergencia con 68 % y 72 % respectivamente, sin tener diferencias significativas con el control fungicida. El control (sin inoculación de patógenos) obtuvo el porcentaje ideal de germinación esperado.

Como se muestra en el Cuadro 10, la germinación en *T. harzianum* y el Biofun-Buap fue acelerada en comparación a los controles, lo que concuerda con Rahman *et al.* (2012) donde se reporta un 100 % de germinación a partir de los cinco a seis días; sin embargo, en este estudio no se inocularon hongos patógenos que pudieran afectar la germinación de la semilla y la emergencia de la plántula. Es una de las evidencias que *T. harzianum*., a pesar, de la cantidad de patógenos que se encuentren atacando la raíz, es un excelente competidor gracias a los mecanismos que posee (Ekefan *et al.*, 2009). Islam *et al.* (2011) en un estudio similar con cepas de *T. harzianum*, reportaron una germinación temprana a los cinco y seis días de siembra con un 100 % sin inoculación de patógenos.



**Figura 18.** Porcentaje de germinación en semillas de chile en vivero durante cuatro días. Letras diferentes significa diferencia significativa entre tratamientos de acuerdo con Tukey para  $p \leq 0.05$ .

La incidencia de podredumbre en plántulas se dio a partir del día siete y la muerte de plántulas, al día 9 (después de la emergencia) con un  $42.75 \pm 5.65\%$  de incidencia en el T1 (consorcio fúngico) y valor 4 en la escala de severidad que, según Corrales *et al.* (2012) nos muestran la planta muerta o severamente afectada con todo el follaje marchito y clorosis, necrosis y/o defoliación prematura. El valor más bajo de incidencia fue en los tratamientos T3, T4 y T5 (teniendo en cuenta que el control no presenta síntomas) comparado con el tratamiento T1 (Cuadro 10), que no tuvo ningún trato con *Trichoderma* spp; esto asiente que *T. harzianum* puede reducir la incidencia de la enfermedad hasta un 80 % como se ha reportado en otros estudios (Lifshitz *et al.*, 1986; Adekunle *et al.*, 2001). Howell, en el 2002 reportó el efecto del tratamiento de semillas de algodón con *Pythium aphanidermatum*, *Pythium* sp., *P. ultimum*, y *Rhizopus oryzae* y la relación de mortalidad con el *damping-off* en el cual *Trichoderma* sp., sólo mostró impacto en el control preventivo de estos patógenos, debido a la resistencia y estimulación de la enfermedad por la germinación de la semilla.

**Cuadro 10.** Antagonismo de *Trichoderma* sp., en germinación de semilla. Incidencia y severidad sobre plántulas de chile.

Tratamiento	Germinación total	Incidencia de podredumbre	Severidad %	Escala
Consortio fúngico	48 <sup>a</sup> ± 3.65	42.75 <sup>c</sup> ± 5.66	100	4
<i>T. koningiopsis</i> + <i>Trichoderma</i> sp.	68 <sup>b</sup> ± 3.65	16.51 <sup>b</sup> ± 3.52	40	2
Biofun-Buap	72 <sup>b</sup> ± 4.32	16.55 <sup>b</sup> ± 1.68	40	2
Fungicida	79 <sup>bc</sup> ± 4.43	8.93 <sup>ab</sup> ± 2.52	35	2
Control	90 <sup>c</sup> ± 2.58	0.00 <sup>a</sup>	0	0

Evaluación realizada usando una escala graduada de 0 (ningún síntoma) a 4 (plántula muerta) propuesta por Corrales *et al.* (2012). Letras diferentes significa diferencia significativa entre tratamientos de acuerdo con Tukey para  $p \leq 0.05$ .

Como se ha mostrado, Biofun-Buap constituido a base de *T. harzianum*, controla eficazmente la enfermedad del *damping-off* ya que, aunque el control no presente síntomas compara valores altos con el tratamiento donde la semilla estaba recubierta con fungicida; esta característica no sólo está conferida por su composición inerte (Jayaraj *et al.*, 2006), sino al mecanismo de micoparasitismo de la cepa, ya que excreta enzimas hidrolíticas y destruye la pared celular del patógeno, penetrando en la hifa permitiendo la fuga del citoplasma (Huang *et al.*, 2011).

Los síntomas más comunes, observados en los tratamientos fueron la necrosis del cuello de la raíz, marchitamiento y deformaciones en las plántulas, ocasionando hasta la muerte en algunos casos (Figura 19). *Fusarium* sp., haciendo uso de las micotoxinas es uno de los géneros más agresivos provocando baja germinación de la semilla, pudrición de raíces y perjudica la colonización temprana de raíces y como consecuencia la muerte (Wang *et al.*, 2006; Winter *et al.*, 2019). Se ha reportado que *P. capsici*, causa pudrición de raíz, tallo, hoja, fruto, marchitez y por último la muerte independientemente de su edad (Stanghellini *et al.*, 1996; Sheu *et al.*, 2009). En algunos casos no se desarrollaron las hojas de las plántulas o se atrofiaron por lo que murieron; en embargo, en el tratamiento con Biofun-Buap y *T. harzianum* no se observaron estos síntomas por lo que se comprueba que este hongo es un

excelente inhibidor de la enfermedad propiciando protección a la plántula y su buen desarrollo (López *et al.*, 2010).






**Figura 19.** Síntomas del *damping-off* en plántulas de chile en vivero. A) Emergencia tardía; B) marchitez; C) necrosis de corona de tallo; D) desarrollo incompleto; E) malformación en hojas y tallo; F) muerte de la plántula.

### 6.5 Antagonismo en el establecimiento de plántula en campo

El porcentaje de mortalidad, a la cuarta semana, fue menor del 50 % en todos los tratamientos (Cuadro 11 y 12); la supervivencia es alta comparada con el tratamiento T1 (presencia de patógenos) sin *Trichoderma* sp., estos datos son similares con lo que reportan Rivera-Méndez *et al.* (2016) para *Trichoderma* sp., contra *S. cepivora* en cultivo de cebolla. Biofun-Buap, tiene como componente principal a *T. harzianum* (Romero-Arenas *et al.*, 2017), y fue el tratamiento que obtuvo los valores más altos en las variables medidas como en el tamaño de la raíz, esto reafirma las cualidades de *Trichoderma* sp., como promotor de crecimiento vegetal en diferentes cultivos de importancia económica (Joshi *et al.*, 2010; Rojan *et al.*,

2010; Sharma *et al.*, 2012); sin embargo, no hubo diferencias significativas con los demás tratamientos a excepción del T1.

**Cuadro 11.** Mortalidad de plantas de chile en campo y síntomas en raíz y tallo.

Tratamiento	Manifestación del patógeno en tallo y raíz	Mortalidad por semana (%) *
1. Consorcio+ agua		33.3
		58.8
		83.1
		100
2. Consorcio+ <i>T. koningiopsis</i> + <i>Trichoderma</i> sp.		16.5
		29.02
		37.3
		47.0
3. Consorcio+ Biofun-Buap.		18.04
		31.8
		40.8
		47.05

4. Consorcio+ Mancozeb 80®		<p>17.3</p> <p>33.0</p> <p>40.8</p> <p>46.3</p>
5. Agua+ fertilizante		<p>16.1</p> <p>16.1</p> <p>16.1</p> <p>16.1</p>

\*Los cuatro valores por tratamiento indican el porcentaje de mortalidad de las cuatro semanas evaluadas.

Se puede observar que no existe diferencia estadísticamente significativa ( $p < 0.05$ , Tukey) entre los tratamientos control químico y con el bloque tratado con Biofun-Buap tanto en el tamaño de tallo, raíz y altura total. En la variable de mortalidad todos se comportan de manera similar, haciendo excepción con el bloque sin tratamiento con *Trichoderma* sp., ante esto podemos deducir que tanto el *Trichoderma* preparado de manera artesanal como el comercial actúan efectivamente como antagonistas, amortiguando el impacto negativo de los hongos fitopatógenos y ayudando a establecer la plántula de chile en campo (Chiriboga *et al.*, 2015; García *et al.*, 2006); sin embargo, para que la planta tenga un buen desarrollo con el tiempo, el Biofun-Buap, por su contenido, tiene mejor efecto en el desarrollo de la planta.

**Cuadro 12.** Variables evaluadas en campo en plantas de chile al primer mes de ser trasplantadas.

Tratamiento	% de mortalidad		Tamaño de tallo	Tamaño de raíz	Altura total
	Primera semana	Cuarta semana			
Consortio patógeno+ asociados de la raíz	33.33 <sup>a</sup> ± 2.39	99.7 <sup>a</sup> ± 0.3	11.3 <sup>b</sup> ± 0.36	1.2 <sup>c</sup> ± 0.06	12.5 <sup>b</sup> ± 0.32
<i>T. koningiopsis</i> + <i>Trichoderma</i> sp.	16.47 <sup>b</sup> ± 1.36	47.06 <sup>b</sup> ± 1.80	18.43 <sup>ab</sup> ± 1.17	1.57 <sup>bc</sup> ± 0.12	20 <sup>ab</sup> ± 1.27
Biofun-Buap	18.03 <sup>b</sup> ± 1.03	47.06 <sup>b</sup> ± 0	21.23 <sup>a</sup> ± 1.97	2.37 <sup>a</sup> ± 0.09	23.6 <sup>a</sup> ± 1.95
Control químico	17.25 <sup>b</sup> ± 0.39	46.27 <sup>b</sup> ± 1.038	20.13 <sup>a</sup> ± 2.62	2 <sup>ab</sup> ± 0.30	22.13 <sup>a</sup> ± 2.92
Agua+ fertilizante	16.08 <sup>b</sup> ± 0.39	16.08 <sup>c</sup> ± 0.39	19.13 <sup>a</sup> ± 0.95	1.73 <sup>abc</sup> ± 0.18	20.87 <sup>a</sup> ± 1.07

Letras distintas en las barras indican que las medias de los diferentes tratamientos difieren estadísticamente ( $p < 0.05$ , Tukey).

## 7. CONCLUSIONES

Se aisló una cepa de *Trichoderma* sp. (M21), en el sitio de estudio, proveniente de raíces de chile y se evaluó junto a *T. harzianum* y *T. koningiopsis* para probar su efectividad como antagonista. No se encontraron diferencias significativas entre los tres antagonistas, por lo que se concluye que este *Trichoderma* también puede ser utilizado para control del *damping off* en la raíz del chile Miahuateco. Además, es necesario hacer la identificación molecular para tener certeza de la especie a la que corresponde y así obtener más información sobre su manejo.

El patógeno más difícil de controlar fue *F. solani*, ya que, en la prueba antagónica *in vitro* se obtuvieron los valores más bajos de PICR; además, su velocidad de crecimiento fue la más alta con diferencia significativa respecto a los otros dos patógenos. Sin embargo, todos los patógenos fueron controlados tanto en *in vitro* como en campo por las tres cepas antagónicas (TH-4, T-K11 y M21).

El *Trichoderma* preparado de manera artesanal como el Biofun-Buap tienen buen efecto en el establecimiento de la plántula en campo; Biofun-Buap tiene mejor efecto con el paso del tiempo en el desarrollo de la planta debido al tiempo de vida que tienen los conidios y por la composición de ingredientes que posee.

Las evaluaciones en campo indican que los biofungicidas (Biofun-Buap y *Trichoderma* preparado de manera artesanal) dieron los mismos resultados que el tratamiento químico para el control de los tres patógenos (en plántulas de chile) causantes de podredumbre y muerte, ya que presentaron menor mortalidad e incidencia de enfermedad a los 40 ddt, logrando establecer el cultivo en la comunidad de Santa María Tecomavaca en el estado de Oaxaca, México, confirmando los resultados obtenidos en las pruebas de antagonismo tanto en laboratorio como en invernadero.

## 8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abeyasinghe S. 2012. Biological control of *Fusarium solani* f. sp. *phaseoli* the causal agent of root rot of bean using *Bacillus subtilis* CA32 and *Trichoderma harzianum* RU01. *Ruhuna journal of science* 2(1): 82-88.
- Acosta-Suarez M, Pichardo T, Roque B, Cruz-Martín M, Mena E, Leiva-Mora Castro R, Alvarado-Capó Y. 2013. Antagonismo in vitro de *Trichoderma harzianum* Rifai contra *Mycosphaerella fijiensis* Morelet. *Biotecnología vegetal* 13(4): 231 – 235.
- Adekunle AT, Cardwell KF, Florini DA and Ikotun T. 2001. Seed treatment with *Trichoderma* species for control of damping-off of cowpea caused by *Macrophomina Phaseolina*. *Biocontrol science and technology* 11(4): 449-457.
- Agrios GN. 2005. *Plant Pathology*. 5edition. Elsevier th Academic Press. London. 838 p.
- Aguirre HE y Muñoz OV. 2015. El Chile Como Alimento. *Ciencia*. 16-23 p.
- Ahmed AS, Pérez-Sánchez C, Egea C and Candela ME. 1999. Evaluation of *Trichoderma harzianum* for controlling root rot caused by *Phytophthora capsici* in pepper plants. *Plant pathology* 48(1): 58-65.
- Ahmed AS, Sanchez CP, Egea E and Candela M. 1999. Evaluation of *Trichoderma harzianum* for controlling root rot caused by *Phytophthora capsici* in pepper plants. *Plant pathology* 48(1): 58-65.
- Alexopoulus CJ y Mims CW. 1985. *Introductory Mycology*. Editions Omega, S.A. Barcelona. 573 pp.
- Al-Fadhil FA, Al-Abedy AN, and Alkhafije DA. 2019. Isolation and molecular identification of *Rhizoctonia solani* and *Fusarium solani* isolated from cucumber (*Cucumis sativus* L.) and their control feasibility by *Pseudomonas fluorescens* and *Bacillus subtilis*. *Egypt J Biol Pest Control* 29: 47.
- Almeida FBdR, Cerqueira FM, Silva RdN, Ulhoa CJ, Lima AL. 2007. Mycoparasitism studies of *Trichoderma harzianum* strains against *Rhizoctonia solani*: evaluation of coiling and hydrolytic enzyme production. *Biotechnology letters* 29(8): 1189-1193.
- Altieri MA y Nicholls CI. 1999. Biodiversity, ecosystem function and insect pest management in agricultural systems in: biodiversity in agroecosystems. (Eds, Collins, W. W. and Qualset, C. O.) Crc Press, Boca Raton, pp. 69-84.

- Altieri MA y Nicholls CI. 2003. Soil fertility management and insect pests: harmonizing soil and plant health in agroecosystems. *Soil and tillage research* 72: 203.
- Altinok HH, Yuksel G, and Altinok MA. 2020. Pathogenicity and phylogenetic analysis of *Fusarium Oxysporum* f. sp. *Capsici* isolates from pepper in Turkey. *Canad. J. Pl. Pathol.* 42(2): 279-291.
- Andrade-Hoyos P, Luna-Cruz A, Hernández EO, Gayosso EM, Valenzuela NL and Cureño HJB. 2019. Antagonismo de *Trichoderma* spp. vs hongos asociados a la marchitez de chile. *Revista mexicana de ciencias agrícolas* 10(6): 1259-1272.
- Arias MMB, Álvarez JAM y Noyola PP. 2017. Análisis de la composición química de las estructuras de reproducción del hongo *Sclerotium cepivorum* berk: agente causal de la pudrición blanca del ajo y la cebolla. *Jóvenes en la ciencia*, 3(2): 868-872.
- Bae SJ, Mohanta TK, Chung JY, Ryu M, Park G, Shim S and Kim JJ. 2016. *Trichoderma* metabolites as biological control agents against *Phytophthora* pathogens. *Biological control* 92: 128-138.
- Barnett HL and Hunter BB. 1998. *Illustrated genera of imperfect fungi*. St. Paul, Minnesota, USA: The American phytopathological Society. 218 p
- Bastakoti S, Belbase S, Manandhar S and Arjyal C. 2017. *Trichoderma* species as biocontrol agent against soil borne fungal pathogens. *Nepal journal of biotechnology* 5(1): 39-45.
- Bell DK, Wells HD and Markham CR. 1982. In vitro antagonism of *Trichoderma* species against six fungal plant pathogens. *Phytopathology* 72: 379-382.
- Benitez T, Rincon AM, Limon MC, Codon AC. Biocontrol mechanisms of *Trichoderma* strains. *Int Microbiol.* 2004; 7:249–260
- Bhat KA. 2017. A new agar plate assisted slide culture technique to study mycoparasitism of *Trichoderma* sp. on *Rhizoctonia solani* and *Fusarium oxysporium*. *International journal of current microbiology and applied sciences* 6(8): 3176-3180.
- Biles CL, Lindsey DL y Liddell CM. 1992. Control of *Phytophthora* root rot of chile peppers by irrigation practices and fungicides. *Crop protection* 11(3): 225-228.
- Bisen K, Keswani C, Patel JS, Sarma BK and Singh HB. 2016. *Trichoderma* spp.: efficient inducers of systemic resistance in plants. In: *microbial-mediated induced systemic*

- resistance in plants. (Eds. Chaudhary, D.K. and Verma, A.), Springer, Singapore, 185-195.
- Brierley J, Sullivan L, Lynott J and Lees A. 2016. The effect of increased soil organic matter on severity of disease caused by *Rhizoctonia solani* AG3 on potato. In the dundee conference: crop protection in Northern Britain. 267-272 p.
- Callaghan SE, Williams AP, Burgess T, White D, Keovorlajak T, Phitsanoukane P, Phantavong S, Vilavong S, Ireland KB, Duckitt GS, and Burgess LW. 2016. First report of *Phytophthora capsici* in the Lao pdr. Australasia plant disease notes 11: 22.
- Carmona M, and Sautua F. 2017. La problemática de la resistencia de hongos a fungicidas. Causas y efectos en cultivos extensivos. *Agronomía y ambiente* 37(1).
- Carta vectorial del INEGI (2016). Áreas Geoestadísticas Municipales.
- Cásseres E. 1981. Producción de hortalizas (no. 16). Bib. Orton Iica/Catie.
- Cerkauskas RF. 2017. Etiology and management of *Fusarium* crown and root rot (*Fusarium oxysporum*) on greenhouse pepper in Ontario, Canada. *Canad. J. Pl. Pathol* 39(2): 121-132.
- Chang KF, Hwang SF, Ahmed HU, Zhou Q, Strelkov SE, Conner RL, McLaren DL, Henriquez MA, Harding MW and Turnbull GD. 2017. First report of *Phytophthora sojae* causing root rot in soybean [*glycine max* (l.) merr.] in Alberta, Canada. *Crop protection* 91: 49-56.
- Chang YC, Chang YC, Baker R, Kleifeld O and Chet I. 1986. Increased growth of plants in the presence of the biological control agent *Trichoderma harzianum*. *Plant disease* 70(2): 145-148.
- Chávez HK, Mosquera AT and Ospina JTO. 2015. Propagación in vitro de semillas de la orquídea *Comparettia falcata* poepp. & endl. (Orchidaceae) mediante técnicas simbióticas y asimbióticas. *Acta agronómica* 64(2): 125-133.
- Chellemi DO, Mitchell DJ, Kannwischer-Mitchell ME, Rayside PA and Roskopf EN. 2000. *Pythium* spp. associated with bell pepper production in Florida. *Plant disease* 84(12): 1271-1274.
- Chen ZH, Gao T, Liang SP, Liu KX, Zhou MG, Chen CJ. 2014. Molecular mechanism of resistance of *Fusarium fujikuroi* to benzimidazole fungicides. *Fems microbiology letters*, 357(1): 77-84.

- Chiriboga H, Gómez G and Garcés K. 2015. *Trichoderma* spp. para el control biológico de enfermedades. Instituto interamericano de cooperación para la agricultura (iica). Paraguay.
- Conabio. 2009. Hanan A., A.M. y Mondragón P., J. Heike Vibrans(ed). Malezas de México, solanáceae, *Capsicum annuum* L. chile piquín. Consultado el 23/11/2018. [<http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/solanaceae/capsicum-annuum/fichas/ficha.htm>].
- Corrales L, Sánchez L, Cuervo J, Joya J and Marquez K. 2012. Efecto biocontrolador de *Bacillus* spp., frente a *Fusarium* sp., bajo condiciones de invernadero en plantas de tomillo (*Thymus vulgaris* L.). Nova 10(17): 64 – 82.
- Cupull SR, Andréu CM, Pérez NC, Delgado PY and Cupull SM. 2003. Efecto de *Trichoderma viride* como estimulante de la germinación, el desarrollo de posturas de cafetos y el control de *Rhizoctonia solani* kuhn. *Centro agrícola* 30(1):21-25.
- Dababat AA, Sikora RA, Hauschild R. Use of *Trichoderma harzianum* and *Trichoderma viride* for the biological control of *Meloidogyne incognita* on tomato. *Commun Agric Appl Biol Sci*. 2006; 71:953–961
- De Cara M, Perez-Hernandez A, Aguilera-Lirola A, and Gomez-Vazquez J. 2017. First report of wilting, root rot, and stunting caused by *Pythium aphanidermatum* on sweet pepper (*Capsicum annuum*) in Southeastern Spain. *Pl. Dis.* 101(6): 1059.
- De la Cruz-Quiroz R, Roussos S, Rodríguez-Herrera R, Hernandez-Castillo D and Aguilar CN. 2018. Growth inhibition of *Colletotrichum gloeosporioides* and *Phytophthora capsici* by native mexican *Trichoderma* strains. *Karbala international journal of modern science* 4(2): 237-243.
- Dennis C, and Webster J. 1971. Antagonistic properties of species groups of *Trichoderma*. I: Production of non-volatile antibiotics. *Trans Brit Mycol Soc.* 57:25-39.
- Domingues MVPF, Moura KED, Salomão D, Elias LM and Patricio FRA. 2016. Effect of temperature on mycelial growth of *Trichoderma*, *Sclerotinia minor* and *S. sclerotiorum*, as well as on mycoparasitism. *Summa phytopathologica* 42(3): 222-227.

- Duarte-Leal Y, Lamz-Piedra A and Martínez-Coca B. 2017. Antagonismo in vitro de aislamientos de *Trichoderma asperellum* Samuels, Lieckfeldt y Nirenberg frente a *Sclerotium rolfsii* Sacc. Revista de protección vegetal 32(3): 1-11.
- Dubey MK, Zehra A, Aamir M, Yadav M, Samal S and Upadhyay RS. 2020. Isolation, identification, carbon utilization profile and control of *Pythium graminicola*, the causal agent of chili *damping-off*. J. Phytopathol 168(2): 88-102.
- Dubey SC, Aradhika T, Dureja P and Grover A. 2011. Characterization of secondary metabolites and enzymes produced by *Trichoderma* species and their efficacy against plant pathogenic fungi. Indian journal of agricultural sciences 81(5): 455-461.
- Durman S, Menéndez A, Godeas A. 1999. Evaluation of *Trichoderma* spp. as antagonistic of *Rhizoctonia solani* *in vitro* and as biocontrol in greenhouse tomato plants. Revista Argentina de microbiología 31:13-18.
- Ekefan EJ, Jama A and Gowen SR. 2009. Potential of *Trichoderma harzianum* isolates in biocontrol of *Colletotrichum capsici* causing anthracnose of pepper (*Capsicum* spp.) in Nigeria. Journal of applied biosciences 20: 1138-1145.
- El\_Komy MH, Saleh AA, Eranthodi A and Molan YY. 2015. Characterization of novel *Trichoderma asperellum* isolates to select effective biocontrol agents against tomato Fusarium wilt. The plant pathology journal 31(1): 50.
- Elad Y, Chet I, Boyle P and Henis Y. 1983. Parasitism of *Trichoderma* spp. on *Rhizoctonia solani* and *Sclerotium rolfsii*-scanning electron microscopy and fluorescence microscopy. Phytopathology 73(1): 85-88.
- Elad Y. 2000. Biological control of foliar pathogens by means of *Trichoderma harzianum* and potential modes of action. Crop protection 19(8-10): 709-714.
- Elamathi E, Malathi P, Viswanathan R and Sundar AR. 2018. Expression analysis on mycoparasitism related genes during antagonism of *Trichoderma* with *Colletotrichum falcatum* causing red rot in sugarcane. Journal of plant biochemistry and biotechnology 27(3): 351-361.
- Elizondo-Cabalceta E and Monge-Pérez JE. 2016. Morphological characterization of 12 sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) genotypes grown under greenhouse conditions in Costa Rica. Revista tecnología en marcha 29(3): 60-72.

- Ezziyyani M, Pérez C, Requena Me, Rubio L, Candela Me. 2004. Biocontrol por *Streptomyces Rochei-Ziyani*, de la podredumbre del pimiento (*Capsicum annuum* L.) causada por *Phytophthora capsici*. Servicio de Publicaciones de la Universidad de Murcia. In Anales de biología 26: 35-45.
- FAO 2011. Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades. Ayuda Humanitaria de Asistencia y Recuperación para Comunidades Afectadas por la Sequía en el Chaco. Consultado el 8 agosto, 2019 en <http://www.fao.org/3/a-as952s.pdf>.
- FAOSTAT. (Food and Agriculture Organization of the United Nations). 2019. <http://www.fao.org/faostat/en/#data/qc/visualize>.
- Fernández Mj, Russo L. 2006. Vida picante de amazonas: gran potencial para la micro y mediana empresa. Revista digital ceniap hoy no. 12 septiembre-diciembre 2006, Maracay, Aragua, Venezuela.
- Fernández-Pavía SP, Díaz-Celaya M and Rodríguez-Alvarado G. 2013. *Phytophthora* in México. *Phytophthora: a global perspective*.
- Ferre FS and Santamarina MP. 2010. Efficacy of *Trichoderma harzianum* in suppression of *Fusarium culmorum*. *Annals of microbiology* 60(2): 335-340.
- Ferrigo D, Raiola A, Piccolo E, Scopel C and Causin RJJPP. 2014. *Trichoderma harzianum* T22 induces in maize systemic resistance against *Fusarium verticillioides*. *Journal of plant pathology* 96(1): 133-142.
- Fravel DR. 2005. Commercialization and implementation of biocontrol. *Annu. Rev. Phytopathology* 43:1-23.
- Freeman S, Shalev Z and Katan J.2002. Survival in soil of *Colletotrichum acutatum* and *C. gloeosporioides* pathogenic on strawberry. *Plant disease* 86(9): 965-970.
- Frenkel O, Cadle-Davidson L, Wilcox WF and Milgroom MG. 2015. Mechanisms of resistance to an azole fungicide in the grapevine powdery mildew fungus, *Erysiphe necator*. *Phytopathology* 105(3): 370-377.
- Gallaga Aguirre ME, Powis TG, Lesure R, Grivetti L, Kucera H, Gaikwad NW, López BR.2009. El uso prehispánico de los chiles en Chiapas. *Arqueología mexicana* núm. 130, pp. 74-79.

- García R, Riera R, Zambrano C and Gutiérrez L. 2006. Desarrollo de un fungicida biológico a base de una cepa del hongo *Trichoderma harzianum* proveniente de la región andina venezolana. *Fitosanidad*, 10(2): 115-121.
- García, RH. 2006. Chile, sal e insectos. *Cocina Prehispánica Mexicana*. S.L.: Panorama editorial, 35 p. 16-19 pp.
- Garibaldi A, Gilardi G, Ortu G, and Gullino ML. 2014. First report of root rot caused by *Pythium aphanidermatum* on bell pepper (*Capsicum annuum* L.) in Italy. *Pl. Dis.* 98(6): 854.
- Gato CY. (2010). Métodos de conservación y formulación de *Trichoderma harzianum* rifai. *Fitosanidad* 14(3): 189-195.
- Gilardi G, Garibaldi A, Matic S, Senatore MT, Pipponzi S, Prodi A and Gullino ML. 2019. First report of *Fusarium oxysporum* f. sp. *lactucae* race 4 on lettuce in Italy. *Plant disease* 103(10): 2 Velarde 680-2680.
- Glosier BR, Ogundiwin EA, Sidhu GS, Sischo DR, and Prince JP. 2008. A Differential series of pepper (*Capsicum annuum*) lines delineates fourteen physiological races of *Phytophthora capsici* (physiological races of *P. capsici* in pepper). *Euphytica* 162: 23-30.
- Gobena D, Roig J, Galmarini C, Hulvey J, and Lamour K. 2012. Genetic diversity of *Phytophthora capsici* isolates from pepper and pumpkin in Argentina. *Mycologia* 104: 102-107.
- Gómez-Dorantes N. 2014. Enfermedades ocasionadas por hongos fitopatógenos en plantas ornamentales de viveros de Morelia. Informe técnico. Coordinación de la investigación científica. UMSNH.
- Guédez C, Cañizalez L, Castillo C and Olivar R. 2012. Evaluación in vitro de aislamientos de *Trichoderma harzianum* para el control de *Rhizoctonia solani*, *Sclerotium rolfsii* y *Fusarium oxysporum* en plantas de tomate. *Revista de la sociedad venezolana de microbiología* 32(1): 44-49.
- Guenoun K, Chattaoui M, Bouri M, Rhouma A, Naghmouchi K and Raies A. 2019. Biological control of growth promoting rhizobacteria against *verticillium* wilt of pepper plant. *Biologia* 74: 237–250.

- Guigón-López C, Guerrero-Prieto V, Vargas-Albores F, Carvajal-Millán E, Ávila-Quezada GD, Bravo-Luna L, Ruocco M, Lanzuise S, Woo S and Lorito M. 2010. Identificación molecular de cepas nativas de *Trichoderma* spp., su tasa de crecimiento in vitro y antagonismo contra hongos fitopatógenos. *Revista mexicana de fitopatología* 28(2): 87-96.
- Guigón-López C, y González-González P. 2001. Estudio regional de las enfermedades del chile (*Capsicum annuum* L.) y su comportamiento temporal en el sur de Chihuahua, México. *Revista mexicana de fitopatología* 19:49-56.
- Gurunath RV. 1966. An account of the market and storage diseases of fruits and vegetables in Bombay-Maharashtra India. *Mycopathol. Mycol. Appl.* 28: 165-176.
- Hadar Y, Harman Ge and Taylor AG. 1984. Evaluation of *Trichoderma koningii* and *T. harzianum* from New York soils for biological control of seed rot caused by *Pythium* spp. *Phytopathology* 74(1): 106-110.
- Hagedorn DJ and DA. Inglis. 1986. Handbook of bean diseases. Publication-university of Wisconsin. 25 pp.
- Haran S, Schickler H and Chet I. 1996. Molecular mechanisms of lytic enzymes involved in the biocontrol activity of *Trichoderma harzianum*. *Microbiology* 142(9): 2321-2331.
- Harman GE, Howel CR, Viterbo A, Chet I and Lorito M. 2004. *Trichoderma* species—opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature reviews microbiology* 2(1): 43-56.
- Hasan MJ, Kulsum MU, Ullah MZ, Hossain MM and Mahmud ME. 2014. Genetic diversity of some chili (*Capsicum annuum* L.) genotypes. *International journal of agricultural research, innovation and technology* 4(1): 32-35.
- Hashimi MH, Hashimi R and Ryan Q. 2020. Toxic effects of pesticides on humans, plants, animals, pollinators and beneficial organisms. *Asian plant research journal* 5(4): 37-47.
- Heimpel GE and Mills NJ. 2017. Biological control. Cambridge university press.
- Heitman J, Howlett BJ, Crous PW, Stukenbrock EH, James TY and Gow NA. 2020. The fungal kingdom. John Wiley & sons.
- Hjeljord L and Tronsmo A. 1998. *Trichoderma* and *Gliocladium*. Biological control: an overview. In: *Trichoderma & Gliocladium: enzymes, biological control and commercial applications*. Harman Ge, Kubice Cp. (eds), 2: 131-151.

- Howell CR. 2002. Cotton seedling preemergence damping-off incited by *Rhizopus oryzae* and *Pythium* spp. and its biological control with *Trichoderma* spp. *Phytopathology* 92(2): 177-180.
- Huang X, Chen L, Ran W, Shen Q and Yang X. 2011. *Trichoderma harzianum* strain SQR-T37 and its bio-organic fertilizer could control *Rhizoctonia solani* damping-off disease in cucumber seedlings mainly by the mycoparasitism. *Applied microbiology and biotechnology* 91(3): 741-755.
- Hudson O, Waliullah S, Hand J, Gazis-Seregina R, Baysal-Gurel F and Ali ME. 2020. Detection of *Phytophthora capsici* in irrigation water using loop-mediated isothermal amplification. *JoVE (Journal of Visualized Experiments)*, (160), e61478.
- Hwang BK, and Kim CH. 1995. *Phytophthora* blight of pepper and its control in Korea. *Pl. Dis.* 79(3): 221-227.
- Hyder S, Inam-Ul-Haq M, Ashfaq M, Ahmad A, Gondal AS, and Iqbal, M. 2018. First report of *Pythium myriotylum* d., causing damping off and root rot in chili pepper (*Capsicum annuum* L.) from Punjab, Pakistan. *Plant Disease* 102(3): 687-687.
- Islam MS, Rahman MA, Bulbul SH and Alam MF. 2011. Effect of *Trichoderma* on seed germination and seedling parameters in chili. *Int. J. Expt. Agric.* 2(1), 21-26.
- Jayaraj J, Radhakrishnan NV and Velazhahan R. 2006. Development of formulations of *Trichoderma harzianum* strain m1 for control of damping-off of tomato caused by *Pythium aphanidermatum*. *Archives of phytopathology and plant protection* 39(1): 1-8.
- Ji S, Liu Z, Liu B, Wang Y and Wang J. 2020. The effect of *Trichoderma* biofertilizer on the quality of flowering Chinese cabbage and the soil environment. *Scientia horticulture* 262, 109069.
- Jiang H, Zhang L, Zhang JZ, Ojaghian MR and Hyde KD. 2016. Antagonistic interaction between *Trichoderma asperellum* and *Phytophthora capsici* in vitro. *Journal of Zhejiang university-science b* 17(4): 271-281.
- John RP, Tyagi RD, Prévost D, Brar SK, Pouleur S and Surampalli RY. 2010. Mycoparasitic *Trichoderma viride* as a biocontrol agent against *Fusarium oxysporum* f. sp. *adzuki* and *Pythium arrhenomanes* and as a growth promoter of soybean. *Crop protection* 29(12): 1452-1459.

- Joshi BB, Bhatt R.P and Bahukhandi D. 2010. Antagonistic and plant growth activity of *Trichoderma* isolates of Western Himalayas. *Journal of environmental biology* 31(6): 921-928.
- Kelley WD and Rodriguez-Kabana R. 1976. Competition between *Phytophthora cinnamomi* and *Trichoderma* spp. in autoclaved soil. *Canadian journal of microbiology* 22(8): 1120-1127.
- Khaledi N and Taheri P. 2016. Biocontrol mechanisms of *Trichoderma harzianum* against soybean charcoal rot caused by *Macrophomina phaseolina*. *Journal of plant protection research* 56(1): 21-31.
- Khaledi N and Taheri P. 2016. Biocontrol mechanisms of *Trichoderma harzianum* against soybean charcoal rot caused by *Macrophomina phaseolina*. *Journal of plant protection research* 56(1): 21-31.
- Khare E, Kumar S and Kim, K. 2018. Role of peptaibols and lytic enzymes of *Trichoderma cerinum* Gur1 in biocontrol of fusarium oxysporum and chickpea wilt. *Environmental sustainability* 1(1): 39-47.
- Kubicek CP and Druzhinina IS (Eds.). 2007. *Environmental and microbial relationships* (vol. 4). Springer science & business media.
- Kyalo G, Affokpon A, Coosemans J, Coynes DL. Biological control effects of *Pochonia chlamydosporia* and *Trichoderma* isolates from Benin (West-Africa) on root-knot nematodes. *Commun Agric Appl Biol Sci.* 2007; 72:219–223
- Lamour K (Ed.). 2013. *Phytophthora: a global perspective* (vol. 2). cabi.
- Latha PC and Gopal H. 2010. Effect of herbicides on soil microorganisms. *Indian journal of weed science* 42(3and4): 217-222.
- Launio CC, Labon KO, Bañez AM and Batani RS. 2020. Adoption and economic analysis of using biological control in Philippine highland farms: Case of *Trichoderma koningii* strain KA. *Crop Protection*, 105177.
- Leite SB, Macchi ML, Fernández V, Franco D, Ferro EA, Le Quesne AM, Cuevas F, Alfonso J, Sales L. 2010. Daño celular en una población infantil potencialmente expuesta a pesticidas. *Pediatría (Asunción): órgano oficial de la sociedad paraguaya de pediatría* 37(2): 97-106.
- León J. 1987. *Botánica de los cultivos tropicales* (No. 84). Bib. Orton Iica/Catie.

- Leonian LH. 1922. Stem and fruit blight of peppers caused by *Phytophthora capsici* sp. nov. *Phytopathology* 12 (9). 401– 408.
- Li HY, Guo W, Liu D and Li MQ. 2018. First report of *Fusarium semitectum* causing root rot of greenhouse pepper (*Capsicum annuum*) in China. *Pl. Dis.* 102(10): 2032.
- Lichtfouse E. (Ed.). 2018. Sustainable agriculture reviews 31: biocontrol (vol. 31). Springer.
- Lifshitz R, Windham MT and Baker R. 1986. Mechanism of biological control of preemergence damping-off of pea by seed treatment with *Trichoderma* spp. *Phytopathology* 76(7): 720-725.
- Llancari LWI. 2014. Eliminación de la fauna insectil del suelo por la aplicación de pesticidas en el cultivo de papa comercial en la provincia de Angaraes-Huancavelica.
- Lomas-Cano T, Palmero-Llamas D, De Cara M, García-Rodríguez C, Boix-Ruiz A, Camacho-Ferre F and Tello-Marquina JC. 2014. First report of *Fusarium oxysporum* on sweet pepper seedlings in Almeria, Spain. *Plant disease* 98(10): 1435-1435.
- López Riquelme GO. 2003. Chilli. Especia del nuevo mundo. *Ciencias* (069). 66-75pp.
- López Y, Pineda JB, Hernández A and Ulacio D. 2010. Efecto diferencial de seis aislamientos de *Trichoderma* sobre la severidad de *Rhizoctonia solani*, desarrollo radical y crecimiento de plantas de maíz. *Bioagro* 22(1): 37-42.
- López, A. V., Bolaños, B. T., Morales, M. D. J. Y., Pacheco, R. P., & Escalante, M. Q. (2009). Etiology of pepper wilt disease of Chile de agua'(*Capsicum annuum* L.) in Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 127-134.
- Luce LTF. 2014. Fungicide resistance. Institute for Agriculture and Trade Policy.
- Mahato, S., Bhuju, S., & Shrestha, J. 2018. Effect of *Trichoderma viride* as biofertilizer on growth and yield of wheat. *Malays. J. Sustain. Agric.*, 2(2): 1-5.
- Mannai S, Jabnoun-Khiareddine H, Nasraoui B and Daami-Remadi M. 2018. *Rhizoctonia* root rot of pepper (*Capsicum annuum*): Comparative pathogenicity of causal agent and biocontrol attempt using fungal and bacterial agents. *J. Plant Pathol. Microbiol* 9(2): 431-439.
- Mapa de INIFAP y CONABIO. 2001. Tipos de climas.
- Martin E and Hine R. (Eds.). 2015. A dictionary of biology. Oxford university press, USA.

- Martin FN, Abad ZG, Balci Y and Ivors K. 2012. Identification and detection of *Phytophthora*: reviewing our progress, identifying our needs. *Plant dis.*, 96(8):1080-1103.
- Martínez B, Reyes Y, Infante D, González E, Baños H and Cruz A. 2008. Selección de aislamientos de *Trichoderma* spp., candidatos a biofungicidas para el control de *Rhizoctonia* sp. en arroz. *Revista de protección vegetal* 23(2): 118-125.
- Martínez BI, Infante D, Reyes Y. 2013. *Trichoderma* spp., y su función en el control de plagas en los cultivos. *Rev. Protección Veg.* 28(1):1-11.
- Martínez M, Montero JC, Dean EA, Bye R, Luna CM, Medina JM y Rzedowski J. 2020. Flora del Bajío y de regiones adyacentes, fascículo 218. Ed. Rzedowski J. Instituto de Ecología, A.C., a través del Centro Regional del Bajío. 1-229 pp.
- Mendoza JLH, Pérez MIS, Prieto JMG, Velásquez JDQ, Olivares JGG and Langarica HRG. 2015. Antibiosis of *Trichoderma* spp., strains native to Northeastern Mexico against the pathogenic fungus *Macrophomina phaseolina*. *Brazilian Journal of Microbiology* 46(4): 1093-1101.
- Michel-Aceves AC, Hernández-Morales J, Toledo-Aguilar R, López JES and Romero-Rosales T. 2019. Capacidad antagónica de *Trichoderma* spp. nativa contra *Phytophthora parasitica* y *Fusarium oxysporum* aislados de cultivos de jamaica. *Revista Fitotecnia Mexicana* 42(3): 235-241.
- Michel-Aceves AC, Otero-Sánchez MA, Solano-Pascacio LY, Ariza-Flores R, Barrios-Ayala A and Rebolledo-Martínez A. 2009. Biocontrol in vitro con *Trichoderma* spp. de *Fusarium subglutinans* (Wollenweb. Y Reinking) Nelson, Toussoun y Marasas y *F. oxysporum* Schlecht., agentes causales de la "escoba de bruja" del mango (*Mangifera indica* L.). *Revista mexicana de fitopatología* 27(1): 18-26.
- Milla A. 2006. *Capsicum* de Capsa, cápsula el pimiento. Pimientos, compendios de horticultura. Capítulo 2, pp. 21-31. 2006. libro en línea. <http://www.horticom.com/tematicas/pimientos/pdf/capitulo1.pdf>. [revisado 03-01-2007].
- Mokhtari W, Achouri M, Hassan B and Abdellah R. 2018. Mycoparasitism of *Trichoderma* spp. against *Phytophthora capsici* and *Rhizoctonia solani*. *Int. J. Pure App. Biosci* 6(5): 14-19.

- Mokhtari W, Chtaina N, Halmschlager E, Volgmayr H, Stauffer C and Jaklitsch W. 2017. Potential antagonism of some *Trichoderma* strains isolated from Moroccan soil against three phytopathogenic fungi of great economic importance. *Revue Marocaine des sciences agronomiques et vétérinaires* 5(3): 248-254
- Moni ZR, Ali M Salam, MA Rahman, MR Bhuiyan, M.S Mian, KM Ifterkharuddaula, MA Latif and MAI Khan. 2016. Morphological and genetic variability among *Rhizoctonia solani* isolates causing sheath blight disease of rice. *Rice science* 23: 42–50.
- Monte E. 2001. Understanding *Trichoderma*: between biotechnology and microbial ecology. *Int Microbiol.* 4:1–4
- Moralejo E, Lomas -Sierra AM, Alvarez LA, Belbahri L, Lefort and Descals E. 2009. Multiple alien *Phytophthora* taxa discovered on diseased ornamental plants in Spain. *Pl. pathol.* 58: 100-110.
- Morán BSH, Ribero BM, García FY, Ramírez VP. 2004. Patrones isoenzimáticos de chiles criollos (*Capsicum annuum* L.) de Yucatán, México. En Instituto Internacional De Recursos Filogenéticos. Cali, Colombia. J.L. Chávez–Servia, J. Tuxill, DI. Jarvis (Editores). Pp. 83–89.
- Nauom S, Da Silva Neto BR, Ribeiro MS, Pedersoli WR, Ulhoa CJ, Silva RN and Monteiro VN. 2019. Biochemical and molecular study of *Trichoderma harzianum* enriched secretome protein profiles using lectin affinity chromatography. *Applied biochemistry and biotechnology* 187(1): 1-13.
- Nawaz K, Shahid AA, Subhani MN, Anwar W and Aslam M. 2016. First report of *Pythium spinosum* causing root rot of chili (*Capsicum annuum*) in Pakistan. *Plant disease* 100(2): 526-526.
- Naz F, Tariq A, Rauf CA, and Sultana T. 2018. First report of stem and root rot of bell pepper caused by *Fusarium equiseti* in Pakistan. *J. Pl. Pathol.* 100(3): 589.
- Nico AI and González SM. 2006. Enfermedades de la cebolla provocadas por patógenos de suelo. *Vida rural* 231: 30-35.
- Nuez F, Ortega G and Costa R. 1996. El cultivo de pimientos, chiles y ajíes (no. 633.84 n8897 ej. 1 010957). Mundi prensa.
- Neves MV, Do Nascimento R, Stecca A, Teles F, Ferreira E, Ornelas Ca, Valle De Sousa M, Henning M, Ulhoa Cj. 2010. New insights in *Trichoderma harzianum* antagonism

- of fungal plant pathogens by secreted protein analysis. *Current microbiology* 61(4): 298-305.
- Parmeter JR. (Ed.). 1970. *Rhizoctonia solani*, biology and pathology. Univ of California Press.
- Pérez-Hernández A, Serrano-Alonso Y, Aguilar-Pérez MI, Gómez-Uroz R and Gómez-Vázquez J. 2014. Damping-off and root rot of pepper caused by *Fusarium oxysporum* in Almería province, Spain. *Plant disease* 98(8): 1159-1159.
- Pérez-Torres E, Bernal-Cabrera A, Milanés-Virelles P, Sierra-Reyes Y, Leiva-Mora M, Marín-Guerra S and Monteagudo-Hernández O. 2018. Eficiencia de *Trichoderma harzianum* (cepa a-34) y sus filtrados en el control de tres enfermedades fúngicas foliares en arroz. *Bioagro* 30(1): 17-26.
- Pingali PL and Roger PA. (Eds.). 2012. Impact of pesticides on farmer health and the rice environment (vol. 7). Springer science & business media.
- Pope EJ, and Carter DA 2001. Phylogenetic placement and host specificity of mycorrhizal isolates belonging TOAG-6 and AG-12 in the *Rhizoctonia solani* species complex. *Mycologia* 93:712-719.
- Pozo-Serrano J, Cruz ERDL, Teresa-Cardoso M, Rodríguez-Pérez A, García-Pupo J, Pérez-Tejeda Y, Guzman-Alberteris L and Lobaina-Lobaina, E. 2019. Efectividad antagónica in vitro de *Trichoderma* sp., frente a *Stemphylium lycopersici*. *Cultivos tropicales* 40(3).
- Qualhato TF, Lopes FAC, Steindorff AS, Brandao RS, Jesuino RSA and Ulhoa CJ. 2013. Mycoparasitism studies of *Trichoderma* species against three phytopathogenic fungi: evaluation of antagonism and hydrolytic enzyme production. *Biotechnology letters* 35(9): 1461-1468.
- Rahman MA, Sultana R, Begum MF and Alam MF. 2012. Effect of culture filtrates of *Trichoderma* on seed germination and seedling growth in chili. *International journal of biosciences* 2(4): 46-55.
- Raut I, Oancea F, Trinidad Abla, Calin M, Constantinescu-Aruxandei D, Doni Mb, Arsene MI, Vasilescu G, Sesan Te, Jecu L. 2017. Evaluation of *Trichoderma* spp. as a biocontrol agent against *Phytophthora parasitica*. *Scientific bulletin. Series f. biotechnologies* 21: 179–182.

- Retana K, Ramírez-Coché JA, Castro O and Blanco-Meneses M. 2018. Caracterización morfológica y molecular de *Fusarium oxysporum* f. sp. *apii* asociado a la marchitez del apio en Costa Rica. *Agronomía costarricense* 42(1): 115-126.
- Reyes Y, Martínez B and Infante D. 2008. Evaluación de la actividad antagónica de trece aislamientos de *Trichoderma* spp. sobre *Rhizoctonia* sp. *Revista de protección vegetal* 23(2): 112-117.
- Reyes-Tena A, Castro-Rocha A, Rodríguez-Alvarado G, Vázquez-Marrufo G, Pedraza-Santos ME, Lamour K, Larsen J and Fernández-Pavía SP. 2019a. Virulence phenotypes on chili pepper for *Phytophthora capsici* isolates from Michoacán, Mexico. *Hortscience* 54(9): 1526-1531.
- Reyes-Tena A, Rodríguez-Alvarado G, Santillán-Mendoza R, Díaz-Celaya M and Fernández-Pavía SP. 2019b. Marchitez causada por *Fusarium solani* en chile Chilaca (*Capsicum annuum*) en Michoacán. *Revista Mexicana de Fitopatología, Mexican Journal of Phytopathology* 37(1): 43-47.
- Rifai MA. 1969. A revision of the genus *Trichoderma*. *Mycological papers* 116: 1-56.
- Rincón VHA, Torres TC, López PL, Moreno LL, Meraz MR, Mendoza HV and Castillo JAA. 2010. Los chiles de México y su distribución. SINAREFI.
- Ristaino JB and Johnston SA. 1999. Ecologically based approaches to management of *Phytophthora* blight on bell pepper. *Plant Dis.* 83: 1080–1089.
- Rivera-Jimenez MN, Zavaleta-Mancera HA, Rebollar-Alviter A, Aguilar-Rincón VH, Garcia-de-los-Santos G, Vaquera-Huerta H and Silva-Rojas HV. 2018. Phylogenetics and histology provide insight into damping-off infections of 'Poblano' pepper seedlings caused by *Fusarium* wilt in greenhouses. *Mycol Progress* 17: 1237–1249.
- Rivera-Méndez W, Meneses-Montero K, Zúniga-Vega C and Brenes-Madriz JA. 2016. Antagonismo de *Trichoderma* sp. ante el patógeno *Stromatinia cepivora* en el cultivo de cebolla. *Revista tecnología en marcha* 29: 22-30.
- Rodríguez OAV, Espinoza RG, Sánchez OS and Vazquez AP. 2011. Isolation and pathogenicity of a possible *Pythium aphanidermatum* in *Jatropha curcas* L. nontoxic. *Tropical and subtropical agroecosystems* 14(2): 649-660.
- Rojan PJ, Tyagi RD, Prévost D, Brar SK, Pouleur S and Surampalli RY. 2010. Mycoparasitic *Trichoderma viride* as a biocontrol agent against *Fusarium oxysporum* f. sp. *Adzuki*

- and *Pythium arrhenomanes* and as a growth promoter of soybean. *Crop protection* 29(12): 1452-1459.
- Romero-Arenas O, Amaro LJ, Damián HM, Valencia de Ita MA, Rivera A and Huerta LM. 2017. Bio-preparados de *Trichoderma* spp. para el control biológico de *Phytophthora capsici* en el cultivo de tomate de Puebla, México. *ITEA* 113(4): 313-324.
- Ronnie-Gakegne E and Martínez-Coca B. 2018. Antibiosis y efecto de ph-temperatura sobre el antagonismo de cepas de *Trichoderma asperellum* frente a *Alternaria solani*. *Revista de protección vegetal*, 33(2): 1-9.
- SAGARPA. Chiles y pimientos mexicanos. Planeación Agrícola Nacional 2017-2030. 1-37pp.
- Salvador Z. 2004. Evaluación de tres productos de control biológico comerciales a base de *Trichoderma* spp. y un aislamiento de *Trichoderma* sp. in vitro con énfasis en pruebas de control de calidad.
- Sandoval I and López MO. 2000. Antagonismo de *Trichoderma harzianum* A34 hacia *Macrophomina phaseolina* y otros patógenos fúngicos del frijol. (no. 3194).
- Santos AJ.C, Divina CC, Pineda FG and Lopez LLMA. 2017. In vitro evaluation of the antagonistic activity of *Trichoderma* sp. against *Fusarium verticillioides*. *Journal of agricultural technology* 13(7.3): 2539-48.
- Sanz L., Montero M, Redondo J, Llobell A and Monte E. 2005. Expression of an  $\alpha$ -1, 3-glucanase during mycoparasitic interaction of *Trichoderma asperellum*. *The febs journal* 272(2): 493-499.
- Sarandón SJ, y Flores CC. 2014. Agroecología: bases teóricas para el diseño y manejo de agroecosistemas sustentables. Colección libros de cátedra. Editorial de la universidad nacional de la plata. 5: 131-158.
- Schaaf AA. 2015. Valoración de impacto ambiental por pesticidas agrícolas. *Observatorio medioambiental* 18: 87-96.
- Schmitthenner AF. 1964. Prevalence and virulence of *Phytophthora*, *Aphanomyces*, *Pythium*, *Rhizoctonia*, and *Fusarium* isolated from diseased alfalfa seedlings. *Phytopathology* 54(8): 1012-1018.
- Schuster A and Schmoll M. 2010. Biology and biotechnology of *Trichoderma*. *Applied microbiology and biotechnology*, 87(3), 787–799.

- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER). 2020. El Chile es parte de nuestra riqueza mexicana. Consultado el 19/10/2020. <https://www.gob.mx/agricultura/articulos/el-chile-es-parte-de-nuestra-riqueza-mexicana?idiom=es>.
- Seema M and Devaki NS. 2012. In vitro evaluation of biological control agents against *Rhizoctonia solani*. Journal of agricultural technology 8(1): 233-240.
- Sharma P, Patel AN, Saini MK and Deep S. 2012. Field demonstration of *Trichoderma harzianum* as a plant growth promoter in wheat (*Triticum aestivum* L). Journal of agricultural science 4(8): 65-73.
- Sharma PK, Gothalwal R. 2017. *Trichoderma*: A potent fungus as biological control agent. In: Agro-Environmental Sustainability, volume 1: Managing Crop Health. Eds, JS Singh and G Seneviratne. Springer, USA, 113-125 pp.
- Sheu ZM, Chen JR and Wang TC. 2009. First report of the A2 mating type of *Phytophthora capsici* infecting peppers (*Capsicum annuum*) in Taiwan. Plant disease 93(5): 548-548.
- Silva-Rojas HV, Fernández-Pavía SP, Góngora-Canul C, Macías-López BC y Ávila-Quezada GD. 2009. Distribución espacio temporal de la marchitez del chile (*Capsicum annuum* L.) en Chihuahua e identificación del agente causal *Phytophthora capsici* Leo. Revista mexicana de fitopatología 27(2): 134-147.
- Singh A and Islam MN. 2010. In vitro evaluation of *Trichoderma* spp. against *Phytophthora nicotianae*. Int. J. Expt. Agric. 1(1): 20-25.
- Sivan A and Chet I. 1989a. Degradation of fungal cell walls by lytic enzymes of *Trichoderma harzianum*. Microbiology 135(3): 675-682.
- Sivan A, Elad Y y Chet I. 1984. Biological control effects of a new isolate of *Trichoderma harzianum* on *Pythium aphanidermatum*. Phytopathology 74(4): 498-501.
- Sivan and Chet I. 1989. The possible role of competition between *Trichoderma harzianum* and *Fusarium oxysporum* on rhizosphere colonization. Phytopathology 79(2): 198-203.
- Sivila N and Alvarez S. 2013. Producción artesanal de *Trichoderma*. Tecnologías agroecológicas para la agricultura familiar. Jujuy- Argentina.

- Small W. 1928. On *Rhizoctonia bataticola* (Taub.) butler as a cause of root disease in the tropics. Trans. Brit. Mycol. Soc. 13: 40-68.
- Sneh B, Burpee L, and Ogoshi A. 1991. Identification of *Rhizoctonia* species. Aps Press. St. Paul, Minnesota, USA. 133 pp.
- Sneh B, Jabaji-Hare S, Neate SM and Dijst G. (Eds.). 2013. *Rhizoctonia* species: taxonomy, molecular biology, ecology, pathology and disease control. Springer science & business media.
- Stanghellini ME, Kim DH, Rasmussen SL and Rorabaugh PA. 1996. Control of root rot of peppers caused by *Phytophthora capsici* with a nonionic surfactant. Plant disease 80(10): 1113-1116.
- Stefanova M, Leiva A, Larrinaga L and Coronado MF. 1999. Actividad metabólica de cepas de *Trichoderma* spp. para el control de hongos fitopatógenos del suelo. Revista de la facultad de agronomía-universidad del Zulia 16(5): 509-516.
- St-Germain G and Summerbell R. 1996. Identifying filamentous fungi: a clinical laboratory handbook. Star publishing company.
- Stirling GR, Eden LM and Ashley MG. 2004. Sudden wilt of capsicum in tropical and subtropical Australia: a severe form of *Pythium* root rot exacerbated by high soil temperature. Australasian plant disease notes 33: 357-366.
- Sundaramoorthy S and Balabaskar P. 2013. Biocontrol efficacy of *Trichoderma* spp. against wilt of tomato caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*. Journal of applied biology & biotechnology 1(3): 36-40.
- Thrall PH, Oakeshott JG, Fitt G, Southerton S, Burdon JJ, Sheppard A, Russell RJ, Zalucki M, Heino M, and Denison RF. 2011. Evolution in agriculture: the application of evolutionary approaches to the management of biotic interactions in agro-ecosystems. Evolutionary applications 4(2): 200–215.
- Thrane C, Jensen DF and Tronsmo A. 2000. Substrate colonization, strain competition, enzyme production in vitro, and biocontrol of *Pythium ultimum* by *Trichoderma* spp. Isolates P1 and T3. European journal of plant pathology 106(3): 215-225.
- Trutmann P and Keane PJ. 1990. *Trichoderma koningii* as a biological control agent for *Sclerotinia sclerotiorum* in southern Australia. Soil biology and biochemistry 22(1): 43-50.

- Tutte J. (1969). Plant pathological methods, fungi and bacteria. Minneapolis, burges publishing company.
- Uribe-Lorío L, Castro-Barquero L, Arauz-Cavallini F, Henríquez-Henríquez C and Blanco-Meneses M. 2014. Pudrición basal causada por *Phytophthora capsici* en plantas de chile tratadas con vermicompost. Agronomía mesoamericana 25(2): 243-253.
- Vakalounakis DJ. 1996. Root and stem rot of cucumber caused by *fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-cucumerinum* f. sp. nov. Plant disease 80(3): 313-316.
- Velarde-Felix S, Garzon-Tiznado JA, Hernandez-Verdugo S, Lopez-Orona CA and Retes-Manjarrez JE. 2018. Occurrence of *Fusarium oxysporum* causing wilt on pepper in Mexico. Canad. J. Pl. Pathol. 40(2): 238-247.
- Velez-Olmedo JB, Saltos L, Corozo L, Bonfim BS, Velez-Zambrano S, Arteaga F, Garcia M and Pinho D. 2020. First report of *Phytophthora capsici* causing wilting and root and crown rot on *Capsicum annuum* (Bell pepper) in Ecuador. Pl. Dis. 104(7): 2032.
- Vinale F, Ghisalberti EL, Sivasithamparam K, Marra R, Ritieni A, Ferracane R, Woo R and Lorito, M. 2009. Factors affecting the production of *Trichoderma harzianum* secondary metabolites during the interaction with different plant pathogens. Letters in applied microbiology 48(6): 705-711.
- Vinale F, Marra R, Scala F, Ghisalberti EL, Lorito M and Sivasithamparam K. 2006. Major secondary metabolites produced by two commercial *Trichoderma* strains active against different phytopathogens. Letters in applied microbiology 43(2): 143-148.
- Vipul K, Mohammad S, Muksesh S, Sonika P, Anuradha S and Sharma A. 2014. Role of secondary metabolites produced by commercial *Trichoderma* species and their effect against soil borne pathogens. Biosens J, 3: 2-5.
- Wang H, Hwang SF., Eudes F, Chang KF, Howard RJ and Turnbull GD. 2006. Trichothecenes and aggressiveness of *Fusarium graminearum* causing seedling blight and root rot in cereals. Plant pathology 55(2): 224-230.
- Wani AH, Parveen S and Bhat MY. 2017. *Phytophthora* root rot of potato and its management in Kashmir Valley. Brazilian journal of biological sciences 4(7): 127-13
- Winter M, Samuels PL, Dong Y and Dill-Macky R. 2019. Trichothecene production is detrimental to early root colonization by *Fusarium culmorum* and f. *graminearum* in *Fusarium* crown and root rot of wheat. Plant pathology 68(1): 185-195.

- Zhigila DA, Rahaman AAA, Kolawole OS and Oladele FA. 2014. Fruit morphology as taxonomic features in five varieties of *Capsicum annuum* L. Solanaceae. J. Bot. Article 1: 1- 6
- Zunino GS and Arneson P. 2004. Evaluación de tres productos de control biológico comerciales a base de *Trichoderma* sp. y un aislamiento de *Trichoderma* sp. in vitro con énfasis en pruebas de control de calidad (No. t1965). Escuela agrícola panamericana.

## **Anexo I. Medios de cultivo**

Para 1 L de medio de cultivo:

### **Papa Dextrosa Agar (PDA)**

- 1) Disolver 39 g de medio papa dextrosa agar en 1 L de agua destilada. Agregar primero el medio PDA y posteriormente el agua destilada.
- 2) Esterilizar a 121°C y 15 lb de presión por 20 minutos.
- 3) Enfriar el medio en baño María a 49<sup>0</sup> C por 30 minutos.
- 4) Vaciar en cajas Petri en campana de flujo laminar.

### **Agua agar**

- 1) Disolver 15 g de agar bacteriológico en 1 L de agua destilada. Agregar primero el agar y posteriormente el agua destilada.
- 2) Esterilizar a 121 °C y 15 lb de presión por 20 minutos.
- 3) Enfriar el medio en baño María a 49 °C por 30 minutos.
- 4) Vaciar en cajas Petri en campana de flujo laminar.

### **Agar Jugo V8**

- 1) Agregar 15 g de agar, 3 g de carbonato de calcio (CaCO<sub>3</sub>) posteriormente añadir 160 mL de jugo V8 y 840 mL de agua destilada, mezclar.
- 2) Esterilizar a 121 °C y 15 lb de presión por 20 minutos.
- 3) Enfriar el medio en baño María a 49 °C por 30 minutos.
- 4) Vaciar en cajas Petri en campana de flujo laminar.

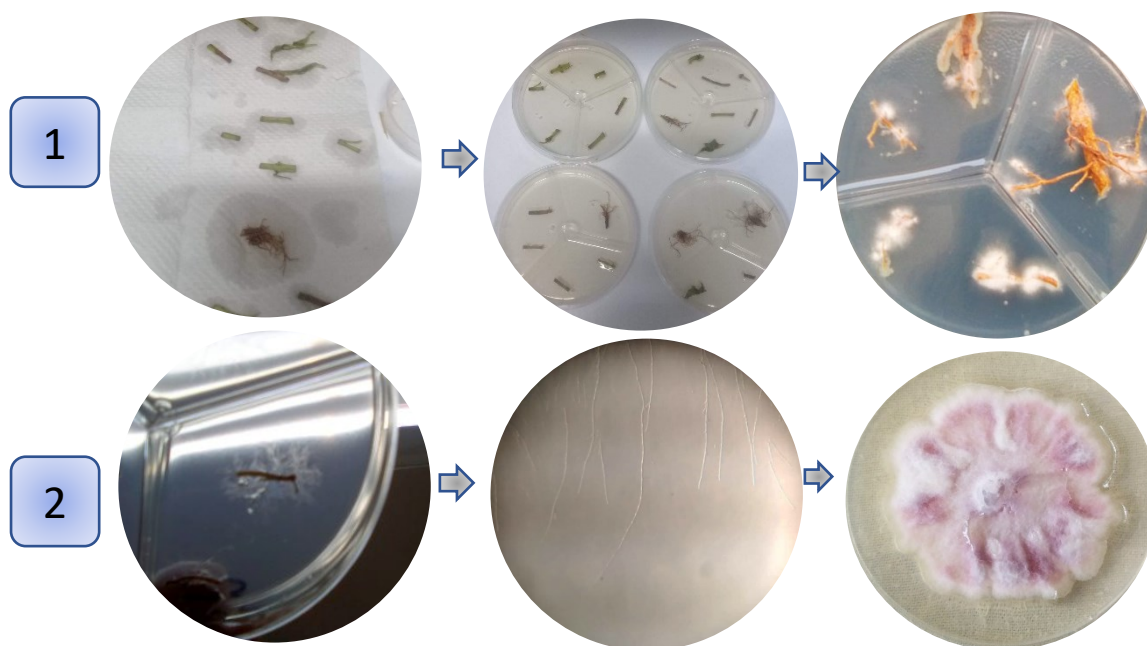
### **Agar Avena**

- 1) Disolver 15 g de agar bacteriológico en 1L de agua destilada, agregar 60 g de avena molida.
- 2) Esterilizar a 121 °C y 15 lb de presión por 20 minutos.
- 3) Enfriar el medio en baño María a 49 °C por 30 minutos.
- 4) Vaciar en cajas Petri en campana de flujo laminar.

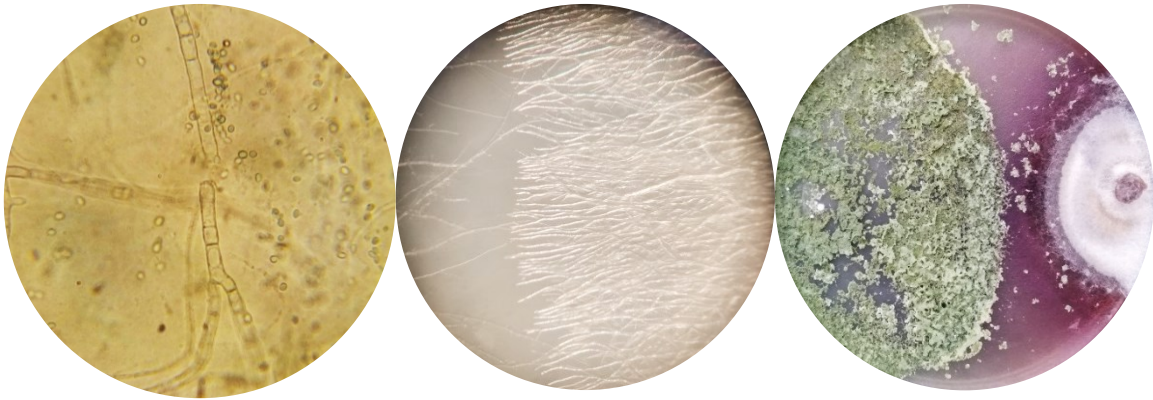
## Anexo II. Fotografías



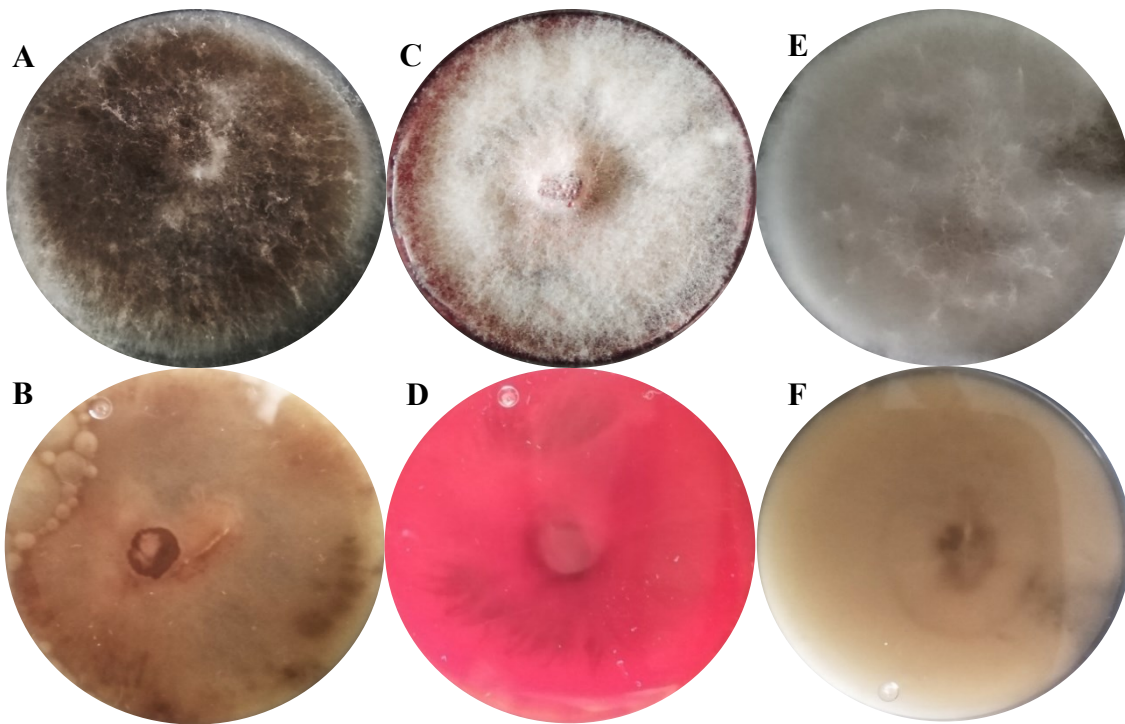
**Figura 1.** Síntomas de pudrición de raíz en plantas de chile. A) Plantas con síntomas de marchitez en campo. B) Plantas muertas con raíces que presentan 2 cm de necrosis y con hojas marchitas y cloróticas. C) Tallos de plantas muertas con raíces necróticas.



**Figura 2.** Proceso de aislamiento de hongos. 1) Lavado de raíces y tallo de chile. 2) Crecimiento del hongo, purificación por punta de hifa y colonia purificada.



**Figura 3.** Interacción antagónica entre *Trichoderma* sp., contra patógenos de la raíz del chile. Vista a diferentes escalas.



**Figura 4.** Aislados obtenidos de raíz de chile. A-B) TH1; C-D) TH3); E-F) TH8. Colonias con 7 d de incubación a 25 °C.



**Figura 5.** Preparación del inóculo de los patógenos y tres antagonistas, en laboratorio.



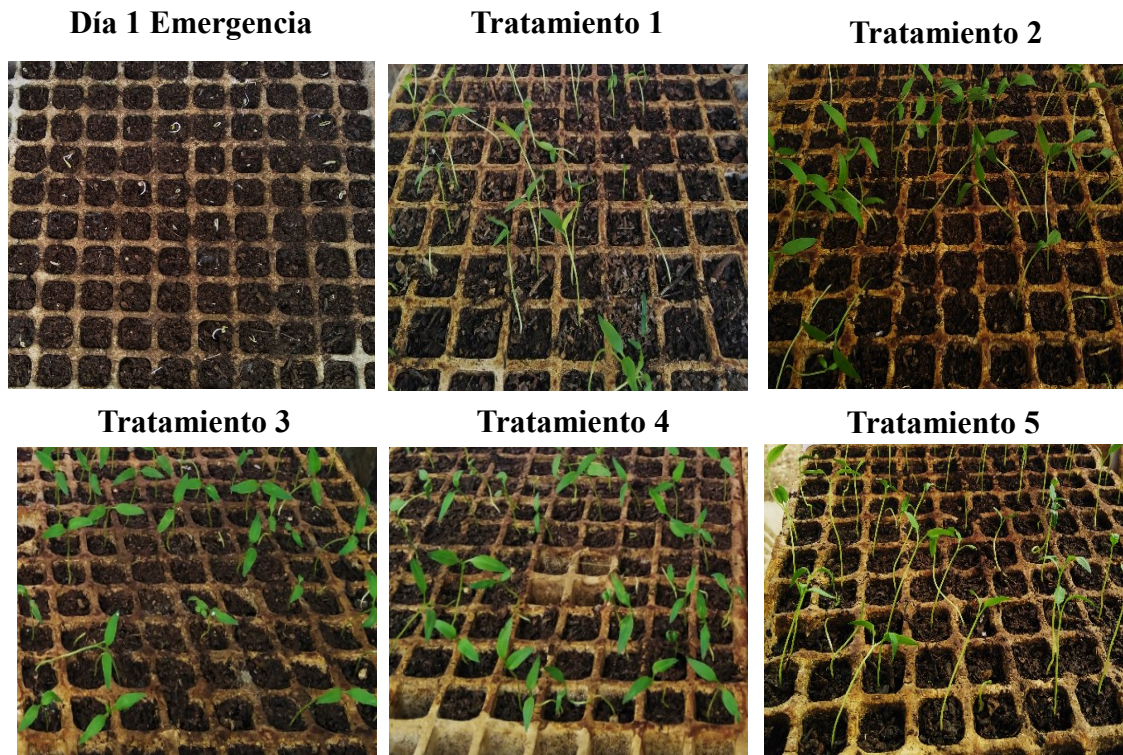
**Figura 6.** Prueba de antagonismo en plántulas de chile. Preparación de la semilla, material esterilizado y siembra de dos semillas por cavidad.



**Figura 7.** Inoculación en campo de *Trichoderma* sp., preparado de manera artesanal.



**Figura 8.** Inoculación en campo de *Trichoderma* sp., con Biofun-Buap.



**Figura 9.** Emergencia de semillas en vivero. Tratamientos con plántulas a los 4 d de emergencia. T1: Consorcio fúngico; T2: *T. koningiopsis* + *Trichoderma* sp.; Biofun -Buap; T4: semillas con fungicida; T5: control.